



UNIVERSIDADE DE LISBOA

Faculdade de Medicina Veterinária

RASTREIO DE PARASITAS GASTROINTESTINAIS E PULMONARES EM MAMÍFEROS  
DE UM PARQUE ZOOLOGICO EM ABRANTES, PORTUGAL

SUSANA MARGARIDA BRITO ESCUSA

CONSTITUIÇÃO DO JÚRI

Doutora Isabel Maria Soares Pereira da  
Fonseca de Sampaio

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

Doutor José Augusto Farraia e Silva Meireles

ORIENTADOR

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

COORDINADORA

Dra. Vera Purificação Carvalho Pessoa

2018

LISBOA

---





UNIVERSIDADE DE LISBOA  
Faculdade de Medicina Veterinária

RASTREIO DE PARASITAS GASTROINTESTINAIS E PULMONARES EM MAMÍFEROS  
DE UM PARQUE ZOLÓGICO EM ABRANTES, PORTUGAL

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

SUSANA MARGARIDA BRITO ESCUSA

CONSTITUIÇÃO DO JÚRI

Doutora Isabel Maria Soares Pereira da  
Fonseca de Sampaio

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

Doutor José Augusto Farraia e Silva Meireles

ORIENTADOR

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

COORDINADORA

Dra. Vera Purificação Carvalho Pessoa

2018

LISBOA

---

## **Agradecimentos**

Ao terminar esta etapa tenho consciência que tudo teria sido impossível sem a contribuição das seguintes pessoas. A todos, os meus sentidos agradecimentos.

Um sincero agradecimento ao Professor Doutor Luís Madeira de Carvalho, por aceitar ser meu orientador, pela confiança e por me ter ajudado em todos os passos desta aventura. Também pelo seu bom humor e gosto contagiante pela parasitologia.

À Dra. Vera Pessoa, por aceitar ser minha coorientadora e pelas oportunidades que me proporcionou.

À Dra Lúcia Gomes, pela enorme ajuda prestada no laboratório e pelas brilhantes ideias que com toda a certeza melhoraram esta tese. Obrigada pelas conversas, por me “obrigar” a sair da casca e pelos momentos de descontração.

Ao Professor Mestre Telmo Nunes, pela ajuda no tratamento estatístico dos dados.

Ao Professor Doutor Jorge Correia pelo auxílio nas necrópsias, pelo apoio e disponibilidade.

Ao Dr. Wilson Antunes, foi um enorme prazer ter a oportunidade de trabalhar com uma pessoa tão dedicada e inspiradora. Obrigada pelos conselhos, foram escutados e interiorizados.

Ao Dr. Pedro Melo pela comunicação das intervenções de desparasitação e pela dedicação aos animais.

Ao João Paulo, Dra. Teresa e Sr. João Rodrigues, por consentirem que conduzisse o meu estudo na Quinta dos Plátanos, por todo o apoio disponibilizado e pela bondade de me acolherem na vossa casa.

À Andrea, Sr. João e pequeno André, por toda a ajuda e por me acolherem como uma amiga. Convosco aprendi imenso e vou ter sempre saudades.

Aos meus amigos e vizinhos Dna. Florinda e Sr. Carlos, por me “adotarem” durante a minha estadia em Abrantes. Tive a maior sorte do mundo por vos ter conhecido.

Ao Dr. Lemos, Sr. Silva e Vânia, pelos momentos que passei na Clínica Veterinária de Torres Novas, pela amizade e boa disposição.

À Dra. Marta e ao enfermeiro André, por me receberem tão bem na Vet Templários.

Ao Dr. Adérito Galvão e ao enfermeiro Fábio, foram os melhores momentos que passei num fato-macaco.

Bárbara Matos, Mariline Ferreira e Marta Braga minhas amigas e colegas, sofremos bastante ao longo destes anos, o vosso apoio e amizade foram essenciais.

Ao Filipe, por tornar os meus dias mais felizes.

Ao meu amigo Simão Martins por me incentivar sempre e pela ajuda no transporte das doninhas, é uma história que vai ficar na memória.

Às minhas amigas Cristina Sabino, Ingrid Mayline e Vânia Carine. Por sorte fomos todas parar àquele apartamento no Marquês de Pombal o que acabou por ser uma das melhores coincidências da minha vida.

Às minhas amigas de Braga, Joana Sarmento, Joaninha, Adriana, Dalila e Lisa por tornarem cada regresso a casa ainda mais agradável.

Aos meus avós, Susana e Carlos, por todo o apoio, incentivo e por acompanharem o meu percurso pessoal e académico com interesse e atenção. Enche-me sempre de felicidade ver-vos.

Às minhas irmãs, Ana e Maria, que mesmo estando longe me acompanharam nesta fase com palavras de ânimo e conforto.

Aos meus tios e aos meus primos, pela boa disposição e pelos momentos divertidos que sempre proporcionam, e que tanta falta fazem.

Porque os últimos são sempre os primeiros, agradeço aos meus pais. Ao meu pai, Manuel Escusa, por me recordar que a Medicina Veterinária era o meu caminho e por ter feito os desenhos fantásticos presentes nesta tese. E à minha mãe Emília Brito, que é a pessoa mais forte que eu conheço, muito obrigada pela paciência, por me escutares durante as épocas de exames, por todos os conselhos e por me apoiares incondicionalmente. Vai ser sempre um objetivo da minha vida fazer com que se orgulhem de mim.

## Resumo

### **Rastreo de parasitas gastrointestinais e pulmonares em mamíferos de um parque zoológico em Abrantes, Portugal**

Os animais de parques zoológicos são muito vulneráveis a infeções parasitárias devido a vários fatores, entre os quais, o *stress* provocado pelo cativeiro e a elevada contaminação ambiental com formas parasitárias que se verifica nesses espaços. A investigação da fauna parasitária que ocorre nestes animais assume especial relevância pelo contacto entre várias espécies, incluindo os humanos, que pode ocasionar infeções interespecíficas e zoonoses. Esta dissertação visa reportar os parasitas gastrointestinais e pulmonares observados em 17 espécies de mamíferos, exóticos e domésticos, de um parque zoológico privado em Abrantes. As 106 amostras fecais recolhidas foram analisadas com recurso a técnica de Baermann, coprocultura, flutuação pelo método de Willis, sedimentação natural, esfregaço fecal corado pelo método de Ziehl-Neelsen modificado e contagem de ovos em câmara de McMaster. Foram encontrados parasitas pulmonares em 6,6% [IC95%:3-13%] das amostras fecais, e identificados os géneros *Muellerius* e *Cystocaulus*. Os parasitas gastrointestinais estavam presentes em 80,2% [IC95%:72-87%] das amostras, e consistiram em nemátodes (65,1% [IC95%:56-74%]) e protozoários (44,3% [IC95%:35-53%]). Nas amostras (n=50) dos animais da ordem Artiodactyla foi observada uma prevalência de 88% [IC95%:76-94%] de parasitas gastrointestinais; 78% [IC95%:65-87%] de nemátodes (estrongilídeos gastrointestinais (EGI), *Trichostrongylus* spp., *Oesophagostomum* sp., *Nematodirus* sp. e *Trichuris* sp.) e 60% [IC95%:46-72%] de protozoários (*Eimeria* sp. e *Cryptosporidium* sp.). Na ordem Carnivora (n=39) 69,2% [IC95%:54-81%] das amostras foram positivas, tendo sido observada uma prevalência de 41% [IC95%:27-57%] de nemátodes (*Baylisascaris* spp.) e 38,5% [IC95%:25-54%] de protozoários (*Cystoisospora* spp. e *Cryptosporidium* spp.). Na ordem Perissodactyla (n=6) 100% [IC95%:61-100%] das amostras mostraram parasitas gastrointestinais, sendo apenas observados nemátodes (EGI, *Cyathostomum* spp. e *Trichostrongylus* spp.). Da ordem Rodentia (n=9) 88,9% [IC95%:57-98%] das amostras foram positivas; 88,9% [IC95%:57-98%] de nemátodes (EGI e *Trichuris* sp.) e 22,2% [IC95%:6-55%] de protozoários (*Eimeria* sp.). Nas amostras da ordem Diprotodontia (n=2) não foram observados parasitas. Foram colhidos parasitas adultos (*Trichuris* sp. e *Baylisascaris columnaris*) do ceco de uma lebre da Patagónia e do intestino delgado de uma doninha fedorenta. A descoberta de formas parasitárias em quase todas as espécies animais, incluindo de parasitas com potencial zoonótico como *Baylisascaris* spp. (reportado pela primeira vez em Portugal) e *Cryptosporidium* spp. alerta para a importância das medidas de prevenção e controlo parasitário em coleções zoológicas, permitindo um melhor nível de saúde animal e saúde pública.

**Palavras-chave:** Parque Zoológico, Exóticos, Mamíferos, Parasitas Gastrointestinais, Parasitas Pulmonares, *Baylisascaris*, *Cryptosporidium*, Abrantes, Portugal.



## Abstract

### Survey of gastrointestinal and lung parasites of mammals from a zoological park in Abrantes, Portugal

Zoo animals are very vulnerable to parasitic infections due to a number of factors, including captivity stress and high environmental contamination that happen in these spaces. The investigation of the parasitic fauna that occurs in these animals is specially important due to the contact between several species, including humans, that can cause interspecies transmission and zoonoses.

This survey aims to report the gastrointestinal and pulmonary parasites observed in 17 species of mammals, both exotic and domestic, in a private zoo in Abrantes. For the coprological study 106 faecal samples were collected and analyzed using Baermann technique, coproculture, Willis Flotation, natural sedimentation, faecal smear stained with Ziehl-Neelsen method and egg count in McMaster's slide. Pulmonary parasites were found in 6,6% [IC95%: 3-13%] of faecal samples, with the genera *Muellerius* and *Cystocaulus* being identified. Gastrointestinal parasites were present in 80,2% [IC95%: 72-87%] of the faecal samples, and consisted of nematodes (65,1% [IC95%: 56-74%]) and protozoa (44,3% [IC95%: 35-53%]). In the animal samples (n=50) of the order Artiodactyla a prevalence of 88% [IC95%: 76-94%] of gastrointestinal parasites was observed; 78% [IC95%: 65-87%] of nematodes (gastrointestinal strongyles, *Trichostrongylus* spp., *Oesophagostomum* spp., *Nematodirus* spp. and *Trichuris* spp.) and 60% [IC95%: 46-72%] of protozoa (*Eimeria* spp. and *Cryptosporidium* spp.). In the order Carnivora (n=39) 69,2% [IC95%: 54-81%] of the samples were positive, with a prevalence of 41% [IC95%: 27-57%] of nematodes (*Baylisascaris* spp.) and 38,5% [IC95%: 25-54%] of protozoa (*Cystoisospora* spp. and *Cryptosporidium* spp.). In the order Perissodactyla (n=6) a prevalence of 100% [IC95%: 61-100%] of gastrointestinal parasites was observed, with only nematodes presente (gastrointestinal strongyles, *Cyathostomum* spp. and *Trichostrongylus* spp.). Of the order Rodentia (n=9), 88,9% [IC95%: 57-98%] of the samples were positive; 88,9% [IC95%: 57-98%] of nematodes (gastrointestinal strongyles and *Trichuris* sp.) and 22,2% [IC95%: 6-55%] of protozoa (*Eimeria* sp.). Samples of the order Diprotodontia (n=2) showed no parasites. Adult parasites (*Trichuris* sp. and *Baylisascaris columnaris*) were collected from the cecum of a Patagonian mara and from the small intestine of a striped skunk.

The finding of parasitic forms in almost all animal species, including parasites with zoonotic potential such as *Baylisascaris* spp. (reported for the first time in Portugal) and *Cryptosporidium* spp., brings attention to the importance of parasitic prevention and control measures in zoological collections, allowing a better level of animal and public health.

**Keywords:** Zoological Park, Exotic, Mammals, Gastrointestinal Parasites, Pulmonary Parasites, *Baylisascaris*, *Cryptosporidium*, Abrantes, Portugal.





## Índice

<b>Resumo .....</b>	<b>iii</b>
<b>Abstract .....</b>	<b>v</b>
<b>I. Atividades desenvolvidas durante o estágio curricular.....</b>	<b>1</b>
<b>1. Estágio curricular .....</b>	<b>1</b>
1.1. Quinta dos Plátanos .....	1
1.2. Clínica de animais de companhia .....	4
1.3. Clínica de equinos .....	4
1.4. Sanidade Animal .....	4
<b>2. Laboratório de Parasitologia da Faculdade de Medicina Veterinária .....</b>	<b>4</b>
<b>3. Necrópsias .....</b>	<b>5</b>
<b>II. Introdução .....</b>	<b>6</b>
<b>III. Revisão Bibliográfica .....</b>	<b>8</b>
<b>1. Os mamíferos da Quinta dos Plátanos .....</b>	<b>8</b>
1.1. Cervicapra .....	8
1.1.1. Taxonomia .....	8
1.1.2. Características morfológicas .....	8
1.1.3. Habitat e alimentação .....	8
1.1.4. Comportamento social e reprodução .....	9
1.1.5. Estatuto de conservação .....	9
1.1.6. Parasitas gastrointestinais e pulmonares .....	9
1.2. Elande Comum .....	10
1.2.1. Taxonomia .....	10
1.2.2. Características morfológicas .....	10
1.2.3. Habitat e alimentação .....	11
1.2.4. Comportamento social e reprodução .....	11
1.2.5. Estatuto de conservação .....	11
1.2.6. Parasitas gastrointestinais e pulmonares .....	12
1.3. Gamo .....	12
1.3.1. Taxonomia .....	12
1.3.2. Características morfológicas .....	13
1.3.3. Habitat e alimentação .....	13
1.3.4. Comportamento social e reprodução .....	13
1.3.5. Parasitas gastrointestinais e pulmonares .....	14
1.3.6. Estatuto de Conservação .....	15
1.4. Iaue Doméstico .....	15
1.4.1. Taxonomia .....	15
1.4.2. Características morfológicas .....	15
1.4.3. Habitat e alimentação .....	16
1.4.4. Comportamento social e reprodução .....	16
1.4.5. Parasitas gastrointestinais e pulmonares .....	16
1.5. Lama .....	17
1.5.1. Taxonomia .....	17
1.5.2. Características morfológicas .....	17
1.5.3. Habitat e alimentação .....	18
1.5.4. Comportamento social e reprodução .....	18
1.5.5. Parasitas gastrointestinais e pulmonares .....	18
1.6. Quati-de-cauda-anelada .....	19
1.6.1. Taxonomia .....	19
1.6.2. Características morfológicas .....	19
1.6.3. Habitat e alimentação .....	20

1.6.4. Comportamento social e reprodução.....	20
1.6.5. Parasitas gastrointestinais e pulmonares .....	20
1.6.6. Estatuto de conservação.....	21
1.7. Doninha Fedorenta.....	21
1.7.1. Taxonomia .....	21
1.7.2. Características morfológicas .....	21
1.7.3. Alimentação e habitat.....	22
1.7.4. Comportamento social e reprodução.....	22
1.7.5. Parasitas gastrointestinais e pulmonares .....	22
1.7.6. Estatuto de conservação.....	23
1.8. Furão Doméstico .....	24
1.8.1. Taxonomia .....	24
1.8.2. Características morfológicas .....	24
1.8.3. Habitat e alimentação .....	24
1.8.4. Comportamento social e reprodução.....	25
1.8.5. Parasitas gastrointestinais e pulmonares .....	25
1.9. Guaxinim .....	26
1.9.1. Taxonomia .....	26
1.9.2. Características morfológicas .....	26
1.9.3. Habitat e alimentação .....	27
1.9.4. Comportamento social e reprodução.....	27
1.9.5. Parasitas gastrointestinais e pulmonares .....	28
1.9.6. Estatuto de Conservação .....	29
1.10. Mangusto Listado .....	29
1.10.1. Taxonomia .....	29
1.10.2. Características morfológicas .....	29
1.10.3. Habitat e alimentação .....	29
1.10.4. Comportamento social e reprodução.....	30
1.10.5. Parasitas gastrointestinais e pulmonares .....	30
1.10.6. Estatuto de conservação .....	31
1.11. Wallaby de Bennett .....	31
1.11.1. Taxonomia .....	31
1.11.2. Características morfológicas .....	31
1.11.3. Habitat e alimentação .....	32
1.11.4. Comportamento social e reprodução.....	32
1.11.5. Parasitas gastrointestinais e pulmonares .....	32
1.11.6. Estatuto de conservação.....	33
1.12. Lebre da Patagônia .....	33
1.12.1. Taxonomia .....	33
1.12.2. Características morfológicas .....	33
1.12.3. Habitat e alimentação .....	34
1.12.4. Comportamento social e reprodução.....	34
1.12.5. Parasitas gastrointestinais e pulmonares .....	34
1.12.6. Estatuto de conservação.....	35
<b>2. Parasitoses em coleções zoológicas .....</b>	<b>35</b>
2.1. Zoonoses .....	36
2.1.1. <i>Baylisascaris</i> spp. ....	36
2.1.2. <i>Cryptosporidium</i> spp. ....	42
2.2. Medicina preventiva em animais em cativeiro.....	44
2.3. Controlo parasitário em animais em cativeiro .....	46
2.3.1. Antiparasitários .....	46
2.3.2. Fungos nematófagos e ovicidas.....	47
2.3.3. Óxido de Cobre.....	48
2.3.4. Taninos condensados .....	48
<b>IV. Estudo .....</b>	<b>50</b>

<b>1. Objetivos .....</b>	<b>50</b>
<b>2. Material e métodos .....</b>	<b>50</b>
2.1. Caraterização do local de estudo .....	50
2.1.1. Coleção zoológica.....	52
2.1.2. Clima .....	52
2.2. Caraterização da população amostrada .....	53
2.3. Recolha, transporte e acondicionamento das amostras .....	54
2.4. Técnicas laboratoriais.....	54
2.4.1. Método de McMaster .....	54
2.4.2. Técnica de Flutuação pelo Método de Willis .....	54
2.4.3. Técnica de sedimentação natural .....	55
2.4.4. Esfregaço fecal corado pelo método de Ziehl-Neelsen modificado .....	56
2.4.5. Coprocultura .....	57
2.4.6. Técnica de Baermann .....	58
2.4.7. Processamento dos nemátodes adultos .....	59
2.4.8. Necrópsias.....	59
2.4.9. Análise estatística .....	60
<b>3. Resultados .....</b>	<b>60</b>
3.1. Parasitas pulmonares .....	60
3.2. Parasitas gastrointestinais .....	60
3.2.1. Parasitas observados nos animais da ordem Artiodactyla .....	61
3.2.1.1. Cervicapra.....	62
3.2.1.2. Cabra anã .....	62
3.2.1.3. Elande Comum.....	63
3.2.1.4. Gamo .....	63
3.2.1.5. Iaqué .....	64
3.2.1.6. Lama .....	64
3.2.1.7. Ovelha.....	64
3.2.2. Parasitas observados nos animais da ordem Carnivora.....	65
3.2.2.1. Cão doméstico .....	66
3.2.2.2. Quati-de-cauda-anelada.....	66
3.2.2.3. Doninha fedorenta .....	66
3.2.2.4. Furão.....	67
3.2.2.5. Guaxinim .....	67
3.2.2.6. Mangusto listado .....	67
3.2.3. Parasitas observados nos animais da ordem Perissodactyla .....	67
3.2.3.1. Burro .....	68
3.2.3.2. Cavalo .....	68
3.2.4. Parasitas observados nos animais da ordem Diprotodontia .....	69
3.2.4.1. Wallaby de Bennet .....	69
3.2.5. Parasitas observados nos animais da ordem Rodentia.....	69
3.2.5.1. Lebre da Patagónia .....	69
<b>4. Discussão .....</b>	<b>70</b>
<b>V. Conclusão e perspectivas futuras .....</b>	<b>78</b>
<b>VI. Bibliografia.....</b>	<b>80</b>
<b>VII. Anexos .....</b>	<b>93</b>
<b>Anexo A - Ficha de apoio à Clínica da Quinta dos Plátanos .....</b>	<b>93</b>
<b>Anexo B – Ficha de Rotinas do Reptilário .....</b>	<b>94</b>
<b>Anexo C - Poster apresentado no XXI Encontro da Sociedade Portuguesa de Patologia Animal.....</b>	<b>95</b>
<b>Anexo D – Poster apresentado na VI Conferência Internacional do grupo FAUNA ....</b>	<b>96</b>
<b>Anexo E – Poster apresentado na VI Conferência Internacional do grupo FAUNA.....</b>	<b>97</b>

## Lista de Figuras

Figura 1 Aparagem das úngulas de um elande comum (original).....	1
Figura 2 A) Queimaduras em piton real; B) Ácaro <i>Ophionyssus natricis</i> (originais).....	2
Figura 3 A) Excisão da neoplasia; B) Aspeto da asa após amputação (originais).....	2
Figura 4 Imagens de <i>Baylisascaris procyonis</i> obtidas em microscópio electrónico de varrimento. A) Extremidade anterior; B) Extremidade posterior de um macho (originais).....	3
Figura 5 Cervicapra macho (original – por Manuel Escusa).....	8
Figura 6 Cria e macho adulto de elande comum (original).....	11
Figura 7 Gamo macho (original).....	13
Figura 8 Iaue doméstico (original).....	16
Figura 9 Lama (original).....	18
Figura 10 Quati-de-cauda-anelada (original).....	20
Figura 11 Doninha fedorenta (original).....	22
Figura 12 Furão doméstico (original - por Manuel Escusa).....	24
Figura 13 Guaxinim (original).....	27
Figura 14 Mangustos listados (original).....	29
Figura 15 Wallaby de Bennett (original).....	32
Figura 16 Lebre da Patagónia (original).....	34
Figura 17 Ciclo de vida de <i>Baylisascaris procyonis</i> (original – por Manuel Escusa).....	38
Figura 18 Diferenças morfológicas entre <i>B. columnaris</i> (A e C) e <i>B. procyonis</i> (B e D). A) Suporte cervical em forma de "A" em <i>B. columnaris</i> (corte transversal); B) Suporte cervical em forma de arco em <i>B. procyonis</i> (corte transversal); C) Extremidade posterior a acabar num espigão em <i>B. columnaris</i> ; D) Extremidade posterior a acabar em botão em <i>B. procyonis</i> (originais).....	39
Figura 19 Fungos nematófagos a invadir larvas de nemátodes de vida livre (originais).....	47
Figura 20 Planta da Quinta dos Plátanos.....	51
Figura 21 Câmara de McMaster com conteúdo (original).....	54
Figura 22 Flutuação pelo método de Willis A) preenchimento do tubo de ensaio; B) colocação de uma lamela no topo do tubo (originais).....	55
Figura 23 Técnica de sedimentação natural A) Sedimento no fundo do tubo de ensaio; B) Utilização de Azul de Metileno para corar o sedimento (originais).....	56
Figura 24 Realização de um esfregaço fecal. As setas pretas indicam o movimento da vareta sobre a lâmina. (original).....	57
Figura 25 Realização da técnica de coprocultura. A) Copo de coprocultura num tabuleiro com água, antes de ser colocado na estufa B) Copo invertido sobre a placa de Petri com água até ao bordo para extração de L3 (originais).....	58
Figura 26 Copo cónico com amostra fecal submersa (original).....	59
Figura 27 Nemátodes adultos imersos em lactofenol d'Amman (original).....	59
Figura 28 Pormenores das extremidades posteriores das L1 de <i>Cystocaulus</i> sp. (A) e <i>Muellerius</i> sp. (B) (originais).....	60
Figura 29 Ovo (A) e L3 (B) de <i>Nematodirus</i> spp. (originais).....	62
Figura 30 L3 de <i>Oesophagostomum</i> spp. (A) e de <i>Trichostrongylus</i> spp. (B) (originais).....	63
Figura 31 Ovo de estrongilídeo gastrointestinal (original).....	64
Figura 32 Ovo de <i>Trichuris</i> spp. (original).....	64
Figura 33 Oocisto esporulado de <i>Eimeria</i> spp.(original).....	65
Figura 34 Oocisto de <i>Cryptosporidium</i> spp. (original).....	66
Figura 35 <i>Baylisascaris columnaris</i> adultos (setas brancas) no intestino delgado de uma doninha fedorenta (original).....	67
Figura 36 Vários ovos de <i>B. procyonis</i> observados. A) Ovo com uma única célula B) Ovo em desenvolvimento, com duas células C) Ovo com larva no interior (originais).....	67
Figura 37 Formas parasitárias observadas em amostras de lebre da Patagónia. A) Ovo observado na flutuação pelo método de Willis; B) Larva recolhida em coprocultura (originais).....	69
Figura 38 <i>Trichuris</i> sp. A) Aspeto da extremidade anterior; B) Abertura vulvar (seta preta) e ovos (setas brancas) (originais).....	70

## Lista de Tabelas

Tabela 1 - Classificação taxonómica de cervicapra ( <i>Antilope cervicapra</i> Linnaeus, 1758) .....	8
Tabela 2 - Classificação taxonómica de elande comum ( <i>Taurotragus oryx</i> Pallas, 1766) ....	10
Tabela 3 - Classificação taxonómica de gamo ( <i>Dama dama</i> Linnaeus, 1758) .....	12
Tabela 4 - Classificação taxonómica de iaque doméstico ( <i>Bos grunniens</i> Linnaeus, 1766) .	15
Tabela 5 - Classificação taxonómica de lama ( <i>Lama glama</i> Linnaeus, 1758) .....	17
Tabela 6 - Classificação taxonómica de quati-de-cauda-anelada ( <i>Nasua nasua</i> Linnaeus, 1766) .....	19
Tabela 7 - Classificação taxonómica de doninha fedorenta ( <i>Mephitis mephitis</i> Schreber, 1776) .....	21
Tabela 8 - Classificação taxonómica de furão doméstico ( <i>Mustela putorius furo</i> Linnaeus, 1758) .....	24
Tabela 9 - Classificação taxonómica de guaxinim ( <i>Procyon lotor</i> Linnaeus, 1758) .....	26
Tabela 10 - Classificação taxonómica de mangusto listado ( <i>Mungos mungo</i> Gmelin, 1788) 29	
Tabela 11 - Classificação taxonómica de wallaby de Bennett ( <i>Macropus rufogriseus rufogriseus</i> Desmarest, 1817).....	31
Tabela 12 - Classificação taxonómica de lebre da Patagónia ( <i>Dolichotis patagonum</i> Zimmermann, 1780).....	33
Tabela 13 - Características morfológicas de <i>B. procyonis</i> e <i>B. columnaris</i> [baseado em informações recolhidas de Sprent (1968), Franssen et al. (2013), Kazacos (2016) e Sapp (2017)]. .....	39
Tabela 14 - Espécies animais da Quinta dos Plátanos .....	52
Tabela 15 - Distribuição das amostras fecais recolhidas pelas espécies estudadas .....	53
Tabela 16 - Contagens médias de OPG das espécies da ordem Artiodactyla .....	62
Tabela 17 - Contagens médias de OPG das espécies da ordem Carnivora.....	66
Tabela 18 - Contagens médias de OPG das espécies da ordem Perissodactyla .....	68

## Lista de Gráficos

Gráfico 1 - Resultados globais da pesquisa de parasitas gastrointestinais .....	61
Gráfico 2 - Parasitas e respetivas prevalências observados nos animais da ordem Artiodactyla.....	61
Gráfico 3 - Parasitas e respetivas prevalências observados nos animais da ordem Carnivora .....	65
Gráfico 4 - Parasitas e respetivas prevalências observados nos animais da ordem Perissodactyla .....	68

## Lista de abreviaturas

ADN- Ácido desoxirribonucleico

ADSAC - Agrupamento de Defesa Sanitária de Abrantes e Constância

cm – centímetro

COWP – *Copper Oxide Wire Particles*

ELISA – *Enzyme-Linked Immunosorbent Assay*

EUA – Estados Unidos da América

FDA - *Food and Drug Administration*

FMV-ULisboa – Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa

g – grama

h - horas

HD – hospedeiro definitivo

HI – hospedeiro intermediário

HP – hospedeiro paraténico

ID – intestino delgado

IM – (via) intramuscular

IPMA – Instituto Português do Mar e da Atmosfera

IUCN - *International Union for Conservation of Nature* (União Internacional para a Conservação da Natureza)

kg – quilograma

LM – larva migrante

LMN – larva migrante neurológica

LMO – larva migrante ocular

LMV – larva migrante visceral

L1 – larvas de estágio um ou 1º estágio

L3 – larvas de estágio três ou 3º estágio

mg – miligrama

ml – mililitro

mm – milímetro

MOC – microscópio óptico composto

OPG – ovos por grama

PCR – *Polymerase Chain Reaction*

PO – *per os*

QP- Quinta dos Plátanos

SC – (via) subcutânea

SNC – sistema nervoso central

CFSPH - *Center for Food Security and Public Health*

sp. – espécie

spp. – espécies

SID – *semel in die*, uma vez por dia

% – Percentagem

µm – micrómetros

°C – graus Celsius





## I. Atividades desenvolvidas durante o estágio curricular

### 1. Estágio curricular

O estágio curricular foi iniciado no dia 1 de setembro de 2015 e finalizado a 15 de fevereiro de 2016. O tempo de estágio foi repartido entre a Quinta dos Plátanos (QP) na área da medicina de animais exóticos; a Clínica Veterinária da Chamusca, a Clínica Veterinária de Torres Novas e a Vet Templários na área de medicina de animais de companhia; na área de medicina de equinos foram feitas deslocações ao domicílio; na área de sanidade animal a aluna acompanhou o Agrupamento de Defesa Sanitária de Abrantes e Constância (ADSAC) em algumas das suas intervenções. Este conjunto de estágios perfeitou um total de 805 horas.

#### 1.1. Quinta dos Plátanos

A Quinta dos Plátanos é uma propriedade que contém uma coleção zoológica com uma vasta diversidade de espécies exóticas e algumas espécies animais domésticas mais comuns. Na QP a aluna teve contacto com as rotinas de alimentação dos animais, a limpeza e manutenção dos recintos, os comportamentos e interações das várias espécies e com alguns casos clínicos. Durante o período de estágio a aluna teve a oportunidade de colaborar no I Curso de Captura da Quinta dos Plátanos no qual pôde assistir à captura de um elande comum (*Taurotragus oryx*) para aparagem das úngulas (Figura 1), participar na realização de necrópsias e preparar materiais para as diversas atividades.

**Figura 1** Aparagem das úngulas de um elande comum (original).



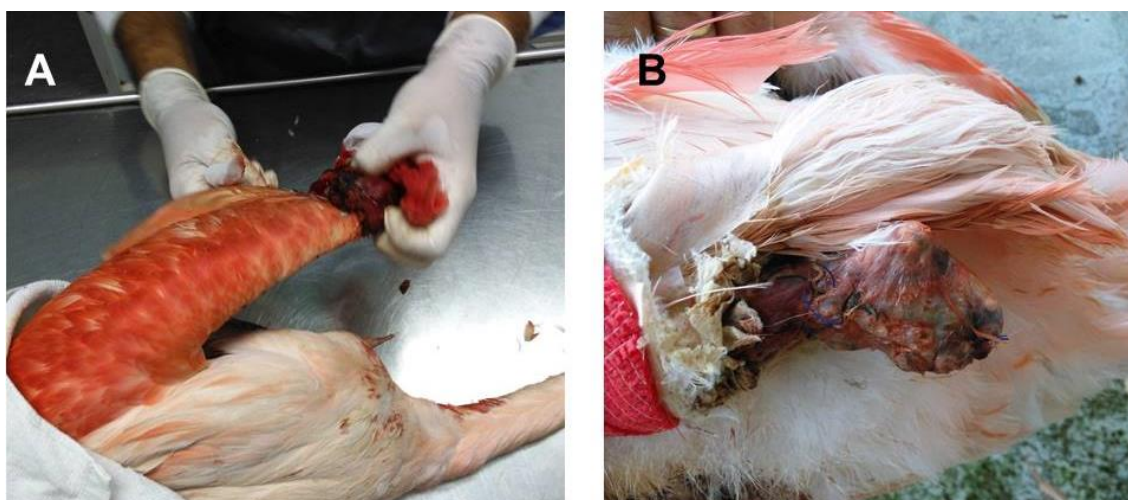
A aluna fez um acompanhamento muito próximo de alguns casos clínicos, como o de duas pitons reais (*Python regius*) da coleção que sofreram queimaduras devido ao contacto prolongado com uma lâmpada de aquecimento, e que apresentavam em simultâneo uma infeção por ácaros da espécie *Ophionyssus natricis* (Figura 2).

**Figura 2 A)** Queimaduras em piton real; **B)** Ácaro *Ophionyssus natricis* (originais).



Também de referir o caso de um flamingo do Chile que foi submetido a duas intervenções cirúrgicas devido a um mixossarcoma na asa esquerda: a primeira para excisão do tumor e a segunda para amputação da asa ao nível da articulação úmero-rádio-ulnar após recidiva da neoplasia (Figura 3). A aluna foi incumbida de fazer a monitorização e medicação pós-cirúrgica, limpeza da ferida e mudança dos pensos.

**Figura 3 A)** Excisão da neoplasia; **B)** Aspeto da asa após amputação (originais).



Foram elaboradas duas fichas de apoio a duas divisões da QP, a clínica e o reptilário. A Ficha de apoio à Clínica teve como objetivo a criação de uma base de dados com os casos clínicos dos vários animais (Anexo A). A Ficha de Rotinas do Reptilário teve como propósito organizar as rotinas de higienização e substituição de componentes deste espaço e acompanhar o desenvolvimento dos répteis (Anexo B).

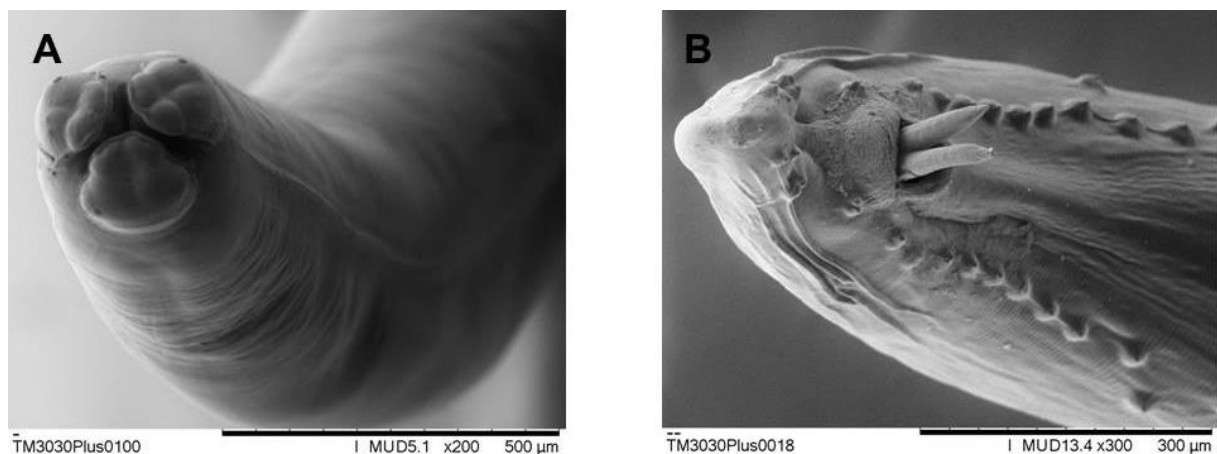
A aluna teve oportunidade de se envolver em vários projetos relacionados com os casos clínicos observados participando nos seguintes trabalhos:

- “Mixossarcoma em Flamingo do Chile (*Phoenicopterus chilensis*) da Coleção Zoológica “Quinta dos Plátanos””, *poster* apresentado no XXI Encontro da Sociedade Portuguesa de Patologia Animal. “Patologia Veterinária: Para Além do Diagnóstico de Rotina”, no Instituto de Medicina Molecular da Faculdade de Medicina da Universidade de Lisboa, em Lisboa, a 20 e 21 de maio de 2016 (Anexo C).
- “*Baylisascaris* genus parasites in striped skunk (*Mephitis mephitis*) and raccoon (*Procyon lotor*) from a private zoo in Abrantes, Portugal: a case report”, *poster* apresentado na VI Conferência Internacional do grupo FAUNA, na Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa a 10, 11 e 12 de novembro de 2017, no qual foi primeira autora. Este trabalho ficou classificado em 2º lugar no concurso de *posters* da Conferência (Anexo D).
- “Scabies in a Portuguese llama (*Lama glama*): control with long acting moxidectin and with ivermectin paired with fipronil. A clinical case”, apresentado também na VI Conferência Internacional do grupo FAUNA (Anexo E).
- “Exérese cirúrgica de Mixossarcoma em Flamingo do Chile (*Phoenicopterus chilensis*) de uma coleção zoológica privada”. Comunicação oral realizada pela Dra. Vera Pessoa na III Reunião da Secção Ibérica da European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, no Oceanário de Lisboa a 11 de novembro de 2016

A aluna apresentou alguns dos seus resultados e casos observados na disciplina opcional Medicina dos Animais Silvestres e da Conservação numa comunicação oral com o tema "Parasitoses numa coleção zoológica", nas edições de dezembro de 2017 e fevereiro de 2018.

No Centro de Investigação da Academia Militar, a aluna pôde colaborar com o Dr. Wilson Antunes na obtenção de imagens em microscópio electrónico de varrimento de espécimes de *Baylisascaris* spp. provenientes da Quinta dos Plátanos (Figura 4). Algumas das imagens obtidas foram utilizadas na elaboração do *poster* anteriormente mencionado.

**Figura 4** Imagens de *Baylisascaris procyonis* obtidas em microscópio electrónico de varrimento. **A)** Extremidade anterior; **B)** Extremidade posterior de um macho (originais).



### **1.2. Clínica de animais de companhia**

A aluna teve a oportunidade de assistir e participar nas consultas diárias, sendo muitas vezes requisitada a sua participação na recolha da história clínica, no exame de estado geral e na contenção dos pacientes. Sob orientação médico veterinária, pôde também administrar medicação oral e injetável, fazer vacinações e desparasitações internas e externas, limpar feridas e fazer pensos. A aluna assistiu e auxiliou na realização de radiografias e ecografias. Outros procedimentos observados incluíram limpezas auriculares e das glândulas anais, destartarização e eutanásia. As cirurgias observadas durante o estágio foram ovariohisterectomias e orquiectomias em cães e gatos, e a aluna participou na preparação pré cirúrgica, manutenção e recobro dos pacientes, sendo por vezes assistente do cirurgião.

### **1.3. Clínica de equinos**

Na área de clínica de equinos a aluna acompanhou a sua co-orientadora a várias explorações, tendo a oportunidade de observar e auxiliar em vários procedimentos tais como exame de estado geral, vacinação, desparasitação interna, colocação de *microchip*, preenchimento de resenhos, consultas de odontologia equina, colocação de pensos, entubação nasogástrica, ecografias para diagnóstico de gestação, administração intradérmica de antigénio para testes alérgicos, entre outros procedimentos.

A aluna acompanhou a co-orientadora numa visita à Feira da Golegã, onde foi possível observar vários aspetos da arte equestre assim como a importância da relação entre o proprietário de equinos e o veterinário.

### **1.4. Sanidade Animal**

A aluna acompanhou o Agrupamento de Defesa Sanitária de Abrantes e Constância em algumas intervenções a explorações de grandes e pequenos ruminantes. Foi permitido, sob orientação médico veterinária, que fizesse colheita de sangue, colocasse brincos e *microchips*, ajudasse na contenção dos animais e administrasse desparasitante interno e vacinasse bovinos.

## **2. Laboratório de Parasitologia da Faculdade de Medicina Veterinária**

A componente laboratorial foi desenvolvida no Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa (FMV-ULisboa) entre fevereiro de 2016 e julho de 2016. A aluna efetuou as seguintes técnicas de coprologia: flutuação pelo método de Willis, sedimentação natural, contagem de ovos em câmara de McMaster, técnica de Baermann, coprocultura, esfregaços fecais com coloração pelo método de Ziehl-Neelsen modificado. Também preparou parasitas adultos para observação à lupa e microscópio óptico composto (MOC).

### **3. Necrópsias**

A aluna teve oportunidade de transportar dois cadáveres de doninha (*Mephitis mephitis*) para serem submetidos a necrópsia durante as aulas de Anatomia Patológica do 3º ano na FMV-ULisboa. Foi efetuada colheita de amostras de tecido pulmonar, cerebral e hepático para análise histopatológica e também de parasitas adultos e fezes.

## II. Introdução

Tanto os animais domésticos como os selvagens podem ser hospedeiros de uma grande variedade de parasitas. Apesar de os animais selvagens no seu habitat natural serem muitas vezes infetados com mais do que uma espécie de parasita em simultâneo, raramente se observam sinais clínicos relacionados com o parasitismo. Isto porque, em condições naturais existe uma dispersão dos animais no ecossistema e desenvolve-se entre os parasitas e os hospedeiros uma relação que tende para o equilíbrio (Mir, Dua, Sharma & Singh, 2016). Por outro lado, em parques zoológicos as infeções parasitárias representam uma grande preocupação devido à elevada contaminação ambiental com formas parasitárias, consequência da permanência dos animais em áreas confinadas, muitas vezes em associação com densidades animais elevadas (Kvapil et al., 2017), e ao *stress* causado pelo cativeiro que enfraquece o sistema imunitário destes animais, tornando-os mais suscetíveis a doenças parasitárias (Cordón et al., 2008).

As consequências das infeções parasitárias podem ser diretas (provocando morbilidade e mortalidade) ou indiretas predispondo os animais a doenças secundárias (Panayotova-Pencheva, 2013). Nos parques zoológicos existe uma grande proximidade entre várias espécies animais, o que vai tornar possível a infeção com parasitas com os quais estas normalmente não teriam contacto (Moudgil, 2015). Assim, um animal parasitado pode constituir um perigo não só para os outros animais da mesma espécie, mas também para outras espécies da coleção e a patogenicidade de um parasita pode ser diferente consoante a espécie que infeta (Kaandorp, 2012; Kvapil et al., 2017). É também importante ter em conta o risco de zoonoses, que é maior nestes locais devido ao contacto entre os animais e as pessoas, o que não ocorreria em condições naturais e representa um perigo para a saúde dos visitantes e dos tratadores (Panayotova-Pencheva, 2013). A implementação de medidas de controlo e principalmente de prevenção da infeção parasitária, entre os animais e também entre os animais e os humanos, é de extrema importância nestes locais (Fagiolini et al., 2010).

Assim, é relevante o estudo do parasitismo presente em coleções zoológicas de forma a aumentar o conhecimento na área da parasitologia e também melhorar os métodos de prevenção e controlo. A identificação dos parasitas permite a avaliação do risco que estes poderão representar para os animais presentes na coleção e para os humanos, antes do recurso a tratamentos que podem em si mesmos ser fontes de *stress* para os animais (Panayotova-Pencheva, 2013).

Localizada no concelho de Abrantes, distrito de Santarém, a Quinta dos Plátanos é uma propriedade que contém um coleção zoológica, constituída por espécies animais domésticas e exóticas de mamíferos, aves e répteis. O presente estudo focou-se na população de mamíferos da QP, abrangendo 17 espécies animais: *Equus asinus* (burro), *Capra aegagrus hircus* (cabra-anã), *Canis lupus familiaris* (cão doméstico), *Equus ferus caballus* (cavalo),

*Antilope cervicapra* (cervicapra), *Nasua nasua* (quati-de-cauda-anelada), *Mephitis mephitis* (doninha fedorenta), *Tragelaphus oryx* (elande comum), *Mustela putorius furo* (furão doméstico), *Dama dama* (gamo), *Procyon lotor* (guaxinim), *Bos grunniens* (iaque doméstico), *Lama glama* (lama), *Dolichotis patagonum* (lebre da Patagónia), *Mungos mungo* (mangusto listado), *Ovis aries* (ovelha) e *Macropus rufogriseus rufogriseus* (wallaby de Bennett). Utilizando técnicas de coprologia pretendeu-se conhecer o parasitismo gastrointestinal e pulmonar presente nos mamíferos desta coleção, de forma a analisar os riscos que poderão advir dessa fauna parasitária e também formas de controlo que poderão ser empregues.



### III. Revisão Bibliográfica

#### 1. Os mamíferos da Quinta dos Plátanos

A comunidade de mamíferos habitantes da QP estudada consiste em 17 espécies de animais exóticas e domésticas. Neste capítulo serão abordadas com mais detalhe as espécies animais exóticas devido ao potencial desconhecimento acerca de aspetos morfológicos, biológicos e parasitológicos destas espécies.

##### 1.1. Cervicapra

###### 1.1.1. Taxonomia

**Tabela 1** Classificação taxonómica de cervicapra (*Antilope cervicapra* Linnaeus, 1758)

Reino	Filo	Classe	Ordem	Família	Género	Espécie
Animalia	Chordata	Mammalia	Artiodactyla	Bovidae	<i>Antilope</i>	<i>Antilope cervicapra</i>

###### 1.1.2. Características morfológicas

O cervicapra é um ruminante com perfil elegante, cauda curta e um marcado dimorfismo sexual. Os machos apresentam coloração negra no dorso, partes laterais do corpo e dos membros, pescoço e em parte da face; nas fêmeas e juvenis essas zonas têm coloração amarelada. Ambos os sexos apresentam pelagem branca no ventre, parte interna dos membros, mento e à volta dos olhos. Os cornos apenas estão presentes nos machos e aparecem antes da pronunciada mudança de cor de juvenil para adulto. Medem entre 35 e 73 centímetros (cm) e são divergentes, torcidos em espiral e anelados. O comprimento do corpo varia entre 100 e 150 cm, e o peso entre 19 e 33 Kg nas fêmeas e 20 e 50 Kg nos machos (Castelló, 2016) (Figura 5).

**Figura 5** Cervicapra macho (original – por Manuel Escusa).



###### 1.1.3. Habitat e alimentação

O habitat natural do cervicapra estendia-se por todo o subcontinente Indiano, porém durante o século XX houve um acentuado decréscimo da população desta espécie devido à perda de habitat para a agricultura e em menor escala à caça, chegando mesmo a ser extinta no

Bangladesh e no Paquistão. Esta espécie foi introduzida nos Estados Unidos da América (EUA) e na Argentina. É uma espécie que habita grandes planícies e evita zonas de vegetação densa. A sua alimentação consiste maioritariamente em plantas herbáceas e em menor quantidade em flores, frutos e folhas frescas ou secas de árvores e arbustos. São animais sedentários, mas em períodos de seca podem deslocar-se grandes distâncias em busca de água e alimento (Rahmani, 2001).

#### **1.1.4. Comportamento social e reprodução**

O cervicapra pode-se agrupar em grandes manadas com indivíduos de ambos os sexos, pequenos grupos com várias fêmeas e crias e um único macho ou grupos de machos jovens (Castelló, 2016). No habitat natural são observadas duas épocas reprodutivas: a primeira entre início de fevereiro e fim de março; e a segunda entre agosto e outubro. Os machos adultos estabelecem território durante as épocas reprodutivas e tornam-se extremamente agressivos durante estes períodos. A gestação dura cerca de 6 meses e por norma nasce apenas uma cria por fêmea (Schaller, 1967).

#### **1.1.5. Estatuto de conservação**

Recentemente o estatuto de conservação desta espécie foi atualizado de “Quase ameaçada” para “Pouco preocupante” pela *International Union for Conservation of Nature* (IUCN). Após o declínio da população devido à caça e à ocupação de habitat para agricultura a quantidade de cervicapras tem vindo a aumentar, principalmente em áreas protegidas (IUCN SSC Antelope Specialist Group, 2017).

#### **1.1.6. Parasitas gastrointestinais e pulmonares**

Os cervicapras são considerados suscetíveis aos parasitas que afetam os ruminantes domésticos presentes na mesma área geográfica (Sloan, 1951; Singh & Pande, 1963; Thornton, Galvin, Bell, & Ramsey, 1973; Khanal & Chalise, 2011). Nos EUA, num estudo efetuado por Thornton et al. (1973) foram colhidos de 3 animais os seguintes nemátodes: *Camelostrongylus mentulatus*, *Haemonchus contortus*, *Trichostrongylus axei*, *Nematodirus spathiger*, *Trichostrongylus colubriformis*, *Trichostrongylus probolurus*, *Oesophagostomum* sp. e *Trichuris* sp. Na Holanda o exame *post mortem* efetuado a um cervicapra de um parque zoológico mostrou a presença de *Trichostrongylus axei*, *Trichostrongylus vitrinus*, *Trichostrongylus colubriformis*, *Trichostrongylus probolurus*, *Camelosotrongylus mentulatus* e *Nematodirus spathiger* (Jansen, 1959). No Whipsnade Park em Inglaterra, Sloan (1951) observou os seguintes helmintes em 3 animais submetidos a necrópsia: *Haemonchus contortus*, *Ostertagia circumscrita*, *Ostertagia bifurcata*, *Nematodirus filicollis*, *Trichostrongylus vitrinus*, *Trichostrongylus colubriformis* e um tricostrongilídeo frequentemente associado aos leporídeos na Europa, *Trichostrongylus retortaeformis*. Num estudo efetuado na Índia, no qual foram analisados os tratos gastrointestinais de 5 animais,

foram registadas 14 espécies de helmintes: *Trichostrongylus colubriformis*, *Trichostrongylus axei*, *Haemonchus contortus*, *Trichuris cervicapra*, *Trichuris ovis*, *Gastrothylax crumenifer*, *Avitellina centripunctata*, *Cooperia laterouniformis*, *Bunostomum trigonocephalum*, *Gaigeria pachyscelis*, *Oesophagostomum* sp., *Skrjabinema ovis*, *Artionema hartwichi*, *Papillosetaria verversi* e *Ostertagia* sp. (Singh & Pande, 1963). Também na Índia, num estudo coprológico realizado num mini zoo, foram encontrados EGI em 6% das amostras fecais de cervicapra, *Strongyloides* sp. em 1% e coccídias em 1% (Mir et al., 2016). Num estudo coprológico efetuado no Nepal a uma população protegida de cervicapras foi observada uma prevalência de EGI de 86,67%, *Paramphistomum* sp. de 83,33%, *Ascaris* sp. de 36,67% e coccídias de 10% (Khanal & Chalise, 2011). Infecção por *Cryptosporidium* sp. foi reportada por VanWinkle (1985) na Califórnia, num grupo de antílopes em cativeiro do qual faziam parte 10 cervicapra. Enigk e Hildebrandt (1929) mostraram que os cervicapra são suscetíveis a infecção por *Dictyocaulus viviparus* e *Dictyocaulus filaria*, parasitas pulmonares frequentes em ruminantes domésticos.

## 1.2. Elande Comum

### 1.2.1. Taxonomia

**Tabela 2** Classificação taxonómica de elande comum (*Taurotragus oryx* Pallas, 1766)

Reino	Filo	Classe	Ordem	Família	Género	Espécie
Animalia	Chordata	Mammalia	Artiodactyla	Bovidae	<i>Taurotragus</i>	<i>Taurotragus oryx</i>

### 1.2.2. Características morfológicas

O elande comum é o maior antílope africano, podendo pesar entre 300 e 1000 Kg. Tem pelagem castanha ou amarelada, com cerca de 12 riscas verticais brancas nos costados, sendo estas menos definidas nos animais adultos. Apresentam uma crista de cor escura no dorso e bandas escuras nos membros anteriores, acima dos joelhos. As orelhas são finas e pontiagudas. As fêmeas são mais pequenas e de coloração mais amarelada que os machos. Os machos jovens têm um tufo de pelo na fronte, escuro no centro e alaranjado na periferia, e riscas brancas em forma de “V” nos cantos dos olhos. Nos machos adultos o tufo de pelo torna-se mais comprido e escuro e as riscas brancas desaparecem. A barbeta é pendente e maior nos machos do que nas fêmeas. A cauda é comprida e termina num tufo de pelo negro. Os cornos estão presentes em ambos os sexos e medem até 65 cm nos machos e até 68 cm nas fêmeas. São retos, ligeiramente divergentes e com duas torções na base (Castelló, 2016) (Figura 6).

**Figura 6** Cria e macho adulto de elande comum (original).



### **1.2.3. Habitat e alimentação**

Em estado selvagem são encontrados no sul e este do continente africano, desde o sudeste do Sudão e sudoeste da Etiópia até à África do Sul (Thouless, 2013). Habitam normalmente zonas de savana e planície, podendo ser encontrados também em zonas montanhosas até 5000 m de altitude (Castelló, 2016). Alimentam-se principalmente de pasto. Rebentos de árvores, arbustos, frutos e plantas do género *Aloe* fazem também parte da dieta (Wilson, 1969).

### **1.2.4. Comportamento social e reprodução**

Os elandes formam grupos mistos com cerca de 27-70 indivíduos (Castelló, 2016). Têm uma estrutura social muito fluida, não existindo relações estáveis entre indivíduos e havendo frequentemente trocas de indivíduos entre manadas (Thouless, 2013). Não são territoriais, mas os machos reprodutores apresentam hierarquia dentro da manada (Castelló, 2016). Não mostram uma época reprodutiva definida, mas há um pico de nascimentos das crias que depende da localização geográfica, que geralmente acontece no início do verão (Thouless, 2013). A gestação dura cerca de 273 dias e normalmente nasce uma cria, podendo nascer gémeos em cerca de 2% dos partos (Zuckerman, 1953). São animais relativamente fáceis de manter em cativeiro e são criados para produção de carne e leite no continente africano (Nowak & Paradiso, 1983).

### **1.2.5. Estatuto de conservação**

Segundo a IUCN o estado de conservação desta espécie está classificado como “Pouco preocupante”. Cerca de 50% dos elandes comuns encontram-se em áreas protegidas, onde o seu número tende a aumentar, fora dessas áreas a tendência é a diminuição das populações (IUCN SSC Antelope Specialist Group, 2016).

### 1.2.6. Parasitas gastrointestinais e pulmonares

Dados sobre parasitoses em elande comum são escassos (Round, 1968). Vários autores consideram o elande suscetível às mesmas infeções parasitárias que afetam os ruminantes domésticos (Monnig, 1933; Thouless, 2013). Em Portugal Delgado et al. (2003) assinalaram a presença de *Cryptosporidium* sp. em elandes do Jardim Zoológico de Lisboa. Na República do Quênia parasitas adultos foram colhidos do trato gastrointestinal de 5 elandes comuns. *Haemonchus contortus* (40%) e *Haemonchus mitchelli* (20%) foram recolhidos no abomaso. Do intestino delgado (ID) foram colhidos os nemátodes *Impalaia tuberculata* (40%), *Cooperia verrucosa* (60%), *Cooperia africana* (20%) e os céstodes *Moniezia expansa* (40%) e *Avitellina centripunctata* (40%). No cólon foi observada apenas uma espécie de nemátode, *Oesophagostomum walkeri* (60%) (Monnig, 1933). Ao examinar os tratos gastrointestinais de dois elandes na República Checa, Vadlejch, Kotrba, Čadkova, Růžicková e Langrová (2015) encontraram *Teladorsagia circumcincta*, *Nematodirus helvetianus*, *Nematodirus spathiger*, *Cooperia oncophora*, *Cooperia curticei*, *Oesophagostomum venulosum* e *Trichuris ovis* nos dois animais, e *Capillaria bovis* apenas num. No mesmo estudo análises coprológicas efetuadas ao longo de um ano revelaram prevalências de 50-97% para ovos de EGI, 17-42% para ovos de *Capillaria* sp., 0-28% para ovos de *Nematodirus* sp. e 4-8% para ovos de *Trichuris* sp. No Animal Park Planckendael, na Bélgica foram registadas as seguintes prevalências de parasitas gastrointestinais nos elandes em cativeiro: 30% de EGI, 80% de *Nematodirus* sp., 40% de *Capillaria* sp. e 60% de *Trichuris* sp. (Goossens, Dorny, Boomker, Vercammen & Vercruysse, 2005). Na África do Sul, Round (1968) observou o céstode *Thysaniezia ovilla* e quatro espécies de nemátodes: *Bunostomum trigonocephalum*, *Haemonchus mitchelli*, *Haemonchus vegliai* e *Ostertagia circumcincta*, no trato gastrointestinal de um elande. Mares, Amaral e Fachada (1984) reportaram dois céstodes *Avitellina* sp. e *Moniezia* sp., assim como o nemátode *Haemonchus bedfordi*, em dois elandes na África do Sul. Num estudo efetuado em dois parques nacionais da África do Sul (Mountain Zebra e West Coast) com necrópsia de 5 animais, foram observadas 3 espécies de nemátodes no trato gastrointestinal: *Cooperia rotundispiculum* (33,3%), *Nematodirus spathiger* (33,3%) e *Haemonchus mitchelli* (33,3%) (Boomker, Horak, Watermeyer & Booyse, 2000). Foram observados parasitas pulmonares em elandes, em dois estudos: *Dictyocaulus viviparus* foi assinalado por Round (1968) e *Bronchonema magna* por Boomker et al. (2000).

### 1.3. Gamo

#### 1.3.1. Taxonomia

**Tabela 3** Classificação taxonómica de gamo (*Dama dama* Linnaeus, 1758)

Reino	Filo	Classe	Ordem	Família	Género	Espécie
Animalia	Chordata	Mammalia	Artiodactyla	Cervidae	<i>Dama</i>	<i>Dama dama</i>

### **1.3.2. Características morfológicas**

O gamo é um cervídeo de médio porte. As fêmeas pesam entre 35 e 60 Kg e os machos entre 70 e 100 Kg. Apresentam dimorfismo sexual muito acentuado: apenas os machos têm hastes, que são aplanadas, de aspeto único entre os cervídeos, dirigidas caudalmente e com três ramificações. Têm uma pelagem de verão e outra de inverno: a de verão é castanha, ligeiramente avermelhada e com manchas brancas que aumentam gradualmente na direção dorsoventral; no inverno a pelagem torna-se mais escura e as manchas desaparecem por completo. Têm uma lista negra longitudinal no dorso, que aumenta de intensidade na direção da cauda e possuem um escudo anal, que consiste numa grande mancha branca limitada lateralmente por duas bandas negras (Braza, 2017) (Figura 7).

**Figura 7** Gamo macho (original).



### **1.3.3. Habitat e alimentação**

Esta espécie encontrava-se originalmente distribuída pela Europa mediterrânica e sudoeste da Ásia. Atualmente existem várias populações de gamos um pouco por todo o mundo, resultado principalmente de introduções para atividade cinegética. O habitat preferencial do gamo são as pradarias, podendo ser encontrados em clareiras, zonas limite de floresta ou perto de cursos de água (Braza, 2017). O gamo consome principalmente vegetação herbácea. Quando a disponibilidade deste tipo de alimento escasseia pode explorar fontes alternativas de alimentos como frutas silvestres, folhas e caules de arbustos (García-González & Cuartas, 1992).

### **1.3.4. Comportamento social e reprodução**

Os machos e as fêmeas passam grande parte do ano separados. O grupo das fêmeas é formado por fêmeas adultas e as suas crias. O grupo dos machos é formado por machos adultos e jovens. Durante a época de reprodução (no início do outono) os machos marcam território, competem entre si e cortejam as fêmeas. Durante esse período formam-se grupos

de várias fêmeas e um macho (Braza, 2017). A gestação dura cerca de 225-234 dias e por norma nasce apenas 1 cria (Johnson, 2011a).

### 1.3.5. Parasitas gastrointestinais e pulmonares

Em Portugal foram realizados alguns estudos parasitários em gamos, tendo por base as populações de gamos existentes na Tapada de Mafra. Santos (2013) verificou as seguintes prevalências de parasitas gastrointestinais em animais submetidos a necrópsia: *Oesophagostomum venulosum* (12,5%), *Oesophagostomum radiatum* (6,25%), *Spiculoteragia asymmetrica* (11,76%), *Spiculoteragia mathevossiani* (5,88%), *Spiculopteragia* spp. (5,88%) e *Fasciola hepatica* (76,47%). No mesmo estudo foram encontrados os seguintes parasitas pulmonares, utilizando a técnica de Baermann: *Dictyocaulus* sp. (15,9%), *Protostrongylus* sp. (29%) e *Muellerius* sp. (84,1%). Utilizando técnicas de coprologia foram detetados ovos de EGI em todas as amostras e ovos de *Fasciola hepatica* em 47%. *Cryptosporidium* sp. foi encontrado em apenas uma amostra (0,4%), utilizando a técnica de esfregaço fecal corado pelo método de Ziehl-Neelsen modificado. Num outro estudo efetuado na Tapada de Mafra, Maia (2001) encontrou *Fasciola hepatica* (15,4%) e *Oesophagostomum venulosum* (15,4%) em animais submetidos a necrópsia. No mesmo estudo foram efetuados exames coprológicos que revelaram a presença de *Trichuris* sp., *Capillaria* sp., e *Strongyloides* sp. Também na Tapada de Mafra, Bruno de Sousa (2001) verificou, por necrópsia, a presença de formas parasitárias de *Spiculopteragia spiculoptera*, *Ostertagia leptospicularis*, *Oesophagostomum venulosum*, *Trichuris* spp. e *Fasciola hepatica*. O protozoário *Cryptosporidium* sp. estava presente em 100% dos animais analisados.

Um estudo efetuado na Polónia reportou sete espécies de nemátodes, encontradas nos sistemas gastrointestinais de quatro gamos: *Ashworthius sidemi* (100%), *Spiculopteragia* spp. (100%), *Spiculopteragia spiculoptera* (50%), *Spiculopteragia mathevossiani* (25%), *Spiculopteragia asymmetrica* (25%), *Nematodirus filicollis* (25%), *Aonchotheca bovis* (25%) e *Oesophagostomum radiatum* (50%) (Kowal, Nosal, Bonczar & Wajdzik, 2012). Noutro estudo foram analisados os tratos gastrointestinais de 20 animais caçados em Inglaterra e verificou-se a presença de *Spiculopteragia asymmetrica* (91,7%), *Nematodirus filicoides* (15,4%), *Cooperia pectinata* (11,5%), *Capillaria bovis* (11,5%), *Oesophagostomum venulosum* (11,5%) e *Apteragia quadrispiculata* (8,3%) (Batty & Chapman, 1970). Davidson, Crum, Blue, Sharp e Phillips (1985) num estudo conduzido nos EUA, encontraram 7 espécies de nemátodes parasitas no sistema gastrointestinal dos animais analisados: *Gongylonema pulchrum* (20%), *Apteragia odocoilei* (20%), *Apteragia pursglovei* (20%), *Spiculopteragia asymmetrica* (100%), *Capillaria bovis* (40%), *Nematodirus odocoilei* (20%) e *Oesophagostomum venulosum* (80%). Na Eslovénia, Vengušt e Bidovec (2003) assinalaram as seguintes prevalências de parasitas gastrointestinais: *Spiculopteragia asymmetrica*

(63%), *Fasciola hepatica* (44%), *Ostertagia leptospicularis* (35%), *Capillaria bovis* (33%), *Oesophagostomum radiatum* (28%), *Skrjabinagia kolchida* (26%), *Oesophagostomum venulosum* (16%), *Ostertagia ostertagi* (16%), *Nematodirus helvetianus* (9%), *Trichuris globulosa* (7%), *Spiculopteragia böhmi* (5%), *Cooperia* spp. (5%), *Eimeria* spp. (5%), *Apteragia quadrispiculata* (2%), *Trichuris capreoli* (2%), *Trichuris ovis* (2%), *Nematodirus roscidus* (2%) e *Skrjabinagia lyrata* (2%). Rehbein, Visser, Jekel e Silaghi (2014) efetuaram um estudo no qual examinaram o trato gastrointestinal e fezes recolhidas de gamos abatidos numa reserva de caça em Salzburgo, na Áustria. Os parasitas encontrados no abomaso foram *Ostertagia leptospicularis* (14,7%), *Ostertagia drozdzi* (14,7%), *Skrjabinagia ryjkovi* (71,4%), *Spiculopteragia asymmetrica* (100%), *Spiculopteragia boehmi* (14,7%), *Rinadia mathevossiani* (28,6%) e *Trichostrongylus askivali* (71,4%). No intestino delgado (ID) foi encontrado *Nematodirus battus* (14,7%), *Cooperia pectinata* (14,7%), *Nematodirus roscidus* (14,7%), *Trichostrongylus capricola* (14,7%) e *Capillaria bovis* (14,7%). No cólon foram encontrados *Oesophagostomum sika* (100%), *Oesophagostomum venulosum* (85,7%) e *Trichuris globulosa* (14,7%). No fígado foi encontrada *Fasciola hepatica* (40%) e nos pulmões foram assinalados *Dictyocaulus eckerti* (57,1%) e *Varestrongylus sagittatus* (42,9%). Nas análises coprológicas foram detetados ovos de EGI (85,7%), *Nematodirus* spp. (14,7%) e oocistos de *Eimeria sordida* (14,7%).

### 1.3.6. Estatuto de Conservação

Segundo o IUCN o estado de conservação desta espécie está classificado como “Pouco preocupante”, havendo populações bastante abundantes na Europa (Masseti & Mertzanidou, 2008).

## 1.4. Iaque Doméstico

### 1.4.1. Taxonomia

**Tabela 4** Classificação taxonómica de iaque doméstico (*Bos grunniens* Linnaeus, 1766)

Reino	Filo	Classe	Ordem	Família	Género	Espécie
Animalia	Chordata	Mammalia	Artiodactyla	Bovidae	<i>Bos</i>	<i>Bos grunniens</i>

### 1.4.2. Características morfológicas

O iaque doméstico descende do bovídeo selvagem *Bos mutus*. Pesam entre 197 e 593 Kg e os machos são por norma maiores que as fêmeas (Castelló, 2016). Têm pelo comprido, grosso e desalinhado, mais denso e comprido na zona ventral e cobrindo a metade superior dos membros. A coloração pode variar entre o preto, castanho e avermelhado. Apresentam membros curtos, bem desenvolvidos e úngulas arredondadas. A cauda é longa e muito peluda. Ambos os sexos têm cornos curvos, lisos, cilíndricos e colocados lateralmente, sendo os dos machos mais compridos que os das fêmeas (Castelló, 2016) (Figura 8).



**Figura 8** Iaque doméstico (original).



#### **1.4.3. Habitat e alimentação**

São animais originários da China, Tibete, Mongólia, Rússia, Nepal, Butão e Índia. Foram introduzidos em vários países da Europa, América do Norte e Ásia. O habitat natural dos iaques são os prados e estepes alpestres. São herbívoros e a sua dieta consiste na maior parte em vegetação herbácea, podendo incluir líquenes e casca de árvore (Nowak & Paradiso, 1983).

#### **1.4.4. Comportamento social e reprodução**

As fêmeas e os jovens formam manadas com 10 a 200 elementos, e os machos podem ser solitários ou juntar-se em grupos de até 12 elementos. Durante a época reprodutiva, que se inicia no fim do verão, os machos abandonam os seus grupos e juntam-se às manadas de fêmeas. São frequentes os confrontos violentos entre os machos durante a época reprodutiva. A gestação dura 258 dias e por norma uma fêmea produz uma cria a cada 2 anos (Castelló, 2016).

A domesticação do iaque tem cerca de 3000 anos. São animais dóceis utilizados para montar e carregar pesos, e como fontes de carne, leite, gordura, combustível (pela queima das fezes) e lã (Nowak & Paradiso, 1983).

#### **1.4.5. Parasitas gastrointestinais e pulmonares**

Os iaques e seus híbridos são tidos como animais muito resistentes ao ambiente e a doenças, porém as infeções parasitárias são uma causa importante de perda de peso e diminuição na produção de leite e carne. Apesar disso, a informação sobre parasitas destes animais é escassa (Acharya et al., 2016).

Um estudo efetuado na Índia verificou as seguintes prevalências de parasitas gastrointestinais obtidas a partir de análises coprológicas: *Haemonchus* spp. (6,89%), *Nematodirus* spp. (1,72%), *Cooperia* spp. (1,43%) e *Dicrocoelium* sp. (0,29%)

(Bandyopadhyay et al., 2010). Um estudo efetuado em populações de iaques na fronteira entre a Índia e o Nepal foram encontrados os seguintes parasitas gastrointestinais, com recurso a técnicas coprológicas: *Ascaris* sp. (24%), EGI (76,4%), *Nematodirus* sp. (13,7%), *Trichostrongylus* sp. (62,7%), *Ostertagia* sp. (14,7%), *Fasciola* sp. (10%), *Moniezia* sp. (10%), *Cooperia* sp. (8,9%), *Chabertia* sp. (6,5%), *Haemonchus* sp. (3,9%) e *Bunostomum* sp. (2,4%). Foram também observados oocistos de *Eimeria*, sendo identificadas as espécies *Eimeria brasiliensis* e *Eimeria zuernii*. Ainda no mesmo estudo foram examinados os tratos gastrointestinais de alguns animais e para além dos parasitas já referidos foram também identificados os seguintes: *Fasciola hepatica*, *Fasciola gigantica*, *Gigantocotyle explanatum*, *Cotylophoron cotylophorum*, *Gastrothylax crumenifer*, *Fischoederius cobboldi*, *Paramphistomum cervi*, *Mecistocirrus* sp. e *Neoascaris* sp. (RangaRao, Sharma & Hemaprasanth, 1994). Num outro estudo efetuado no Nepal foram analisadas fezes de 96 iaques e as prevalências de parasitas gastrointestinais verificadas foram as seguintes: EGI (46,87%), *Toxocara* sp. (29,17%), *Haemonchus* sp. (18,75%), *Trichuris* sp. (9,37%), *Nematodirus* sp. (2,08%), *Fasciola* sp. (16,67%), *Paramphistomum* sp. (9,37%), *Dicrocoelium* sp. (11,46%), *Moniezia* sp. (15,62%), *Taenia* sp. (18,75%) e *Eimeria* sp. (19,79%) (Acharya et al., 2016). No Tibete, Qin et al. (2014) efetuaram uma pesquisa de *Cryptosporidium* a fim de identificar as espécies deste género de parasita existentes na população de iaques analisada. A prevalência de *Cryptosporidium* sp. encontrada foi 5,26%, e através de métodos moleculares foram identificadas as espécies *Cryptosporidium andersoni* e *Cryptosporidium bovis*. Já Zhou, He e Zhang (2009) tinham feito pesquisa de *Cryptosporidium* spp. em iaques na China e observado uma prevalência de 10,4%.

## 1.5. Lama

### 1.5.1. Taxonomia

**Tabela 5** Classificação taxonómica de lama (*Lama glama* Linnaeus, 1758)

Reino	Filo	Classe	Ordem	Família	Género	Espécie
Animalia	Chordata	Mammalia	Artiodactyla	Camelidae	<i>Lama</i>	<i>Lama glama</i>

### 1.5.2. Características morfológicas

O Lama é um camélídeo domesticado. Pode pesar entre 113 e 250 Kg. Apresenta pelagem comprida e grossa, com grande variedade de cores e padrões. Os incisivos inferiores projetam-se rostralmente, enquanto os dois incisivos superiores estão posicionados caudalmente e têm a aparência de dentes caninos. O lábio superior está dividido, e cada uma das duas partes movimenta-se individualmente, facilitando a escolha dos alimentos. Ao contrário de outros camélídeos, os lamas mantêm a cabeça e o pescoço numa posição quase vertical (Johnson, 2011b) (Figura 9).

**Figura 9** Lama (original).



### **1.5.3. Habitat e alimentação**

Os lamas são originários das planícies da América do Norte, tendo havido migração para a América do Sul. O seu habitat natural são zonas de vegetação arbustiva em planaltos até 4000 m altitude. As maiores criações de lamas existem na cordilheira dos Andes, no sul do Peru, centro da Bolívia e norte do Chile. Existem populações introduzidas com números significativos na Argentina, Austrália, Nova Zelândia, EUA, Canadá e Reino Unido (Duncanson, 2012).

Os lamas podem ser alimentados com uma dieta à base de pasto e feno. Estes animais por norma não necessitam de suplementação com concentrado, a não ser em situações que exijam um maior aporte energético, como a gestação e a lactação. Em climas quentes e/ou húmidos poderá ser necessária a tosquia dos lamas, para evitar o golpe de calor (Johnson, 2011b).

### **1.5.4. Comportamento social e reprodução**

São animais muito sociais com os humanos, existindo indícios que sugerem que a domesticação destes animais se iniciou há cerca de 6000 anos na zona central da cordilheira dos Andes (Duncanson, 2012).

Vivem em grupos com cerca de 20 indivíduos, formados por um macho, fêmeas e crias.

A manada de lamas defeca nos mesmos locais, formando pilhas que se pensa que possam servir como marcação territorial (Johnson, 2011b). Este comportamento é útil na redução da contaminação ambiental com formas parasitárias (Duncanson, 2012).

### **1.5.5. Parasitas gastrointestinais e pulmonares**

Os lamas podem ser infetados por muitas espécies de parasitas observados nos ruminantes domésticos. Parasitas gastrointestinais frequentes nesta espécie incluem os nemátodes *Camelostrongylus mentulatus*, *Ostertagia ostertagi*, *O. lyrata*, *Haemonchus contortus*, *Nematodirus spathiger*, *N. fillicollis*, *N. battus*, *N. helvetianus*, *Lamanema chavezi*, *Cooperia oncophora*, *C. mcmasteri*, *C. surnabada*, *Trichostrongylus colubriformis*, *T. axei*, *Capillaria*

spp., *Trichuris globulosa*, *T. ovis*, *T. tenuis*, *Oesophagostomum venulosum*, *O. columbianum* e *Chabertia ovina*; os céstodes *Moniezia expansa* e *Moniezia benedeni* também são assinalados (Bravo & Fowler, 2001; Ballweber, 2009). Os lamas podem ser hospedeiros de várias espécies de *Eimeria*: *Eimeria alpaca*, *E. ivitaensis*, *E. lamae*, *E. macusaniensis*, *E. punoensis* e *E. peruviana* (Bravo & Fowler, 2001; Bowman, 2014). É de destacar a espécie *E. macusaniensis* por poder causar enterite necrosante ou hemorrágica, e predispor ao sobrecrecimento de *Clostridium perfringens* e consequente enterotoxemia (Bowman, 2014). Protozoários menos mencionados são *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp., tendo sido referidos por Ballweber (2009). Um estudo efetuado numa exploração de lamas na Líbia, no qual foram utilizadas técnicas de coprologia revelou a presença de *Nematodirus* spp. (55,4%), *Trichostrongylus* sp. (31,3%), *Strongyloides* sp. (31,3%), *Trichuris* sp. (20,5%), *Capillaria* sp. (9,6%), *Fasciola hepatica* (1,2%) e *Eimeria* sp. (1,2%) (Abdouslam, Bassam, Al-Izzi & Azwai, 2003). Na América do Norte, num estudo efetuado por Rickard e Bishop (1991), os parasitas mais abundantes foram *Trichostrongylus* spp. (78%), *Camelostrongylus mentulatus* (76%), *Nematodirus* spp. (61%), *Trichuris* spp. (61%), *Capillaria* spp. (56%) e *Cooperia* spp. (28%) Foram também assinalados *Haemonchus* sp. (6%), *Ostertagia ostertagi* (18%), *Oesophagostomum venulosum* (11%) e *Fasciola hepatica* (11%). Os parasitas pulmonares *Protostrongylus rufescens*, *Muellerius capillaris*, *Neostrongylus linearis* e *Cystocaulus* spp. são referenciados por Duncanson (2012), que afirma não terem sido associados a sinais clínicos.

## 1.6. Quati-de-cauda-anelada

### 1.6.1. Taxonomia

**Tabela 6** Classificação taxonómica de quati-de-cauda-anelada (*Nasua nasua* Linnaeus, 1766)

Reino	Filo	Classe	Ordem	Família	Género	Espécie
Animalia	Chordata	Mammalia	Carnivora	Procyonidae	<i>Nasua</i>	<i>Nasua nasua</i>

### 1.6.2. Características morfológicas

O quati-de-cauda-anelada é um procionídeo de focinho pontiagudo, orelhas pequenas e redondas e olhos pequenos. Pesa entre 3 e 6 Kg e os machos são por norma maiores que as fêmeas. A pelagem é áspera, de comprimento médio, com coloração castanha avermelhada ou amarelada. Na zona do focinho, parte ventral do pescoço e redor dos olhos apresenta marcas de cor branca. Os membros têm cor mais escura que o resto do corpo e a cauda é bandeada e preênsil (Nowak & Paradiso, 1983). Possui dentes caninos extremamente afiados e compridos (Grant, 2007) (Figura 10).

**Figura 10** Quati-de-cauda-anelada (original).



### **1.6.3. Habitat e alimentação**

O quati-de-cauda-anelada é originário da América do Sul e Central e do sudoeste dos EUA. Prefere climas húmidos e geralmente habita zonas de arvoredo denso e floresta tropical. É um animal omnívoro e alimenta-se principalmente de larvas, folhas, frutos e raízes. Ovos, aves, répteis e pequenos mamíferos fazem também parte da dieta (Grant, 2007).

### **1.6.4. Comportamento social e reprodução**

Formam grupos com 4 a 20 indivíduos constituídos por fêmeas e machos até aos 2 anos. Os machos adultos são solitários exceto na época reprodutiva, no início do outono. Durante este período cada grupo aceita um macho, e este ocupa sempre uma posição hierarquicamente inferior às fêmeas (Nowak & Paradiso, 1983). A gestação dura de 74 a 77 dias, e as ninhadas têm entre 2 e 7 elementos (Grant, 2007).

A popularidade desta espécie como animal de estimação tem aumentado recentemente. Porém quando atingem a maturidade sexual (cerca de 2 anos) tornam-se imprevisíveis e capazes de infligir ferimentos nos donos se se sentirem ameaçados ou aborrecidos. Devido a estes comportamentos, não devem ser recomendados como animais de estimação (Grant, 2007).

### **1.6.5. Parasitas gastrointestinais e pulmonares**

Os procionídeos, como é o caso do quati-de-cauda-anelada, são suscetíveis às mesmas parasitoses que afetam os carnívoros domésticos. Nesta espécie são observados com frequência céstodes, tremátodes e nemátodes (como *Ancylostoma caninum* e *Toxocara canis*) (Labate, Nunes & Gomes, 2001). Num estudo efetuado no Sri Lanka foram observados ovos de *Strongyloides* sp. em fezes de quati-de-cauda-anelada do Dehiwala Zoo (Aviruppola, Rajapakse & Rajakaruna, 2016). Uma pesquisa por *Cryptosporidium* sp. no Parque Danilo Galafassi, no Brasil, revelou que 42,9% dos quatis estavam infetados por este protozoário (Snak, Garcia, Delgado & Osaki, 2015). Num outro estudo efetuado no

Brasil foi encontrada uma prevalência de 84,6% de *Ancylostoma* sp., 38,5% de *Baylisascaris* sp., 23% de *Capillaria* sp. e 79,9% de *Cystoisospora* sp. (Ribas, Oliveira & Rodrigues, 2017). Um rastreio parasitário em vários parques zoológicos da Holanda, com o intuito de detetar parasitas do género *Baylisascaris* nas espécies em cativeiro nesses estabelecimentos, obteve resultados positivos para *Baylisascaris* sp. em 10,5% das amostras fecais de quatis analisadas por técnica de flutuação (Visser, 2015). As coccídias descritas em quatis-de-cauda-anelada são *Eimeria nasuae* e *Cystoisospora arctopithecii* (Levine & Ivens, 1981).

#### 1.6.6. Estatuto de conservação

Segundo a IUCN o estado de conservação desta espécie está classificado como “Pouco preocupante” com tendência a diminuir, sendo as maiores ameaças e as razões do declínio da população a caça e a perda de habitat (Emmons & Helgen, 2016).

### 1.7. Doninha Fedorenta

#### 1.7.1. Taxonomia

**Tabela 7** Classificação taxonómica de doninha fedorenta (*Mephitis mephitis* Schreber, 1776)

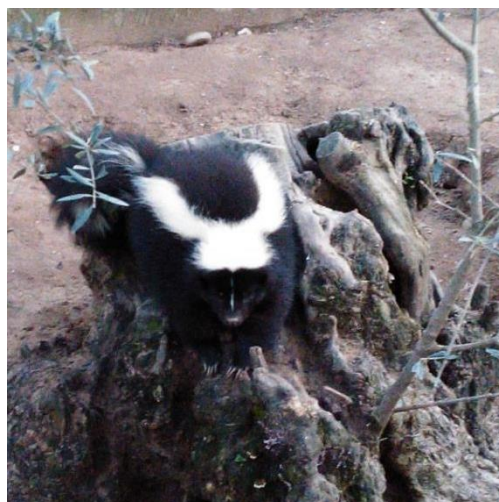
Reino	Filo	Classe	Ordem	Família	Género	Espécie
Animalia	Chordata	Mammalia	Carnivora	Mephitidae	<i>Mephitis</i>	<i>Mephitis mephitis</i>

#### 1.7.2. Características morfológicas

A doninha fedorenta é um mustelídeo de cabeça triangular, orelhas pequenas e uma cauda longa e farfalhada. Tem constituição robusta, membros curtos e é plantígrada (Dragoo, 2009). O peso varia entre 2 a 4 Kg. (Kramer & Lennox, 2005) A pelagem deste animal é muito característica devido ao padrão riscado que apresenta. O focinho é geralmente negro, com uma risca branca ao centro. A partir da base do pescoço desenvolve-se uma lista branca que se divide em duas, continuando através do dorso do animal até à ponta da cauda (Nowak & Paradiso, 1983) (Figura 11).



**Figura 11** Doninha fedorenta (original).



### **1.7.3. Alimentação e habitat**

Esta espécie está distribuída por todo o território dos EUA, sul do Canadá e norte do México, sendo um conhecido vetor do vírus da raiva nestes países (Dragoo, 2009). É encontrada numa variedade de habitats tais como florestas, planícies, deserto (Nowak & Paradiso, 1983) e também em áreas agrícolas, urbanas e periurbanas (Dragoo, 2009).

A doninha fedorenta é um animal omnívoro oportunista e no estado selvagem alimenta-se de insetos (grilos e gafanhotos principalmente), minhocas, caracóis, crustáceos, peixes, batráquios, ovos, frutos silvestres, grãos e vegetais. Em zonas urbanas, investigam frequentemente os contentores de lixo em busca de alimentos (Dragoo, 2009).

### **1.7.4. Comportamento social e reprodução**

Por norma são animais solitários, exceto no caso de fêmeas com crias e em climas mais frios, em que vários indivíduos se agrupam no mesmo ninho. Não são territoriais mas se dois machos se encontrarem na mesma área podem demonstrar comportamentos de agressividade (Dragoo, 2009). A época reprodutiva no habitat natural acontece entre fevereiro e março e a gestação dura entre 62 e 66 dias (Kramer & Lennox, 2005). As ninhadas têm entre 5 e 7 crias (Dragoo, 2009). Quando se sentem ameaçadas lançam uma secreção irritante de odor fétido, produzida em glândulas adjacentes ao ânus, como mecanismo de defesa (Nowak & Paradiso, 1983).

Quando mantidas como animais de estimação, podem tornar-se agressivas para com os humanos à medida que atingem a idade adulta. Estes comportamentos poderão ser mitigados com sociabilização adequada, manipulação cuidadosa e esterilização antes dos 6 meses de idade (Kramer & Lennox, 2005).

### **1.7.5. Parasitas gastrointestinais e pulmonares**

Em 1954, Chandler reportou *Alaria minnesotae* no ID de uma doninha nos EUA. Num estudo em que foram analisadas doninhas em necrópsia nos EUA foram observadas as seguintes

prevalências de parasitas gastrointestinais: *Sarcocystis* sp. (73%), *Physaloptera maxillaris* (65%), *Baylisascaris columnaris* (46%), *Skrajabingylus chitwoodorum* (38%), *Capillaria* sp. (32%), *Mesocestoides* sp. (24%), coccídias (14%) e *Strongyloides papillosus* (3%). Foi também observado o parasita pulmonar *Crenosoma* sp. (27%) (Gehrt, Kinsel & Anchor, 2010). No Canadá, Choquette (1951) observou nos tratos gastrointestinais de doninhas duas espécies de céstodes (69,2%), *Mesocestoides latus* e *Oochotistica oklahomensis*, e três espécies de nemátodes (84,6%), *Physaloptera maxillaris*, *Baylisascaris columnaris* e *Arthrocephalus lotoris*. Outro estudo realizado nos EUA verificou, através de técnicas de coprologia, os seguintes parasitas gastrointestinais: *Molineus* sp. (86%), *Eimeria mephitis* (76%), *Capillaria putorii* (55%), *Isospora sengeri* (31%), *Isospora spilogales* (31%), *Skrajabingylus* sp. (21%), *Physaloptera* sp. (17%), *Placoconus lotoris* (17%), *Sarcocystis* sp. (17%), *Capillaria procyonis* (10%), *Baylisascaris columnaris* (3%) e *Capillaria aerophila* (3%). Foi também observado o nemátode pulmonar *Crenosoma* sp. (45%) (Lesmeister, Millspaugh, Wade & Gompper, 2008). Num estudo realizado no Texas por Neiswenter, Pence e Dowler (2006), em que foram analisadas várias doninhas encontradas mortas nas estradas, foram observadas as seguintes espécies: *Physaloptera maxillaris* (91%), *Pachysentis canicola* (78%), *Macracanthorhynchus ingens* (35%), *Mathevotaenia mephitis* (26%) e *Gongylonema* sp. (9%). Neste mesmo estudo, foi observado o parasita pulmonar *Filaroides milksi* (7%) em *Conepatus leuconotus* (Família Mephitidae), este parasita já havia sido referido por Levine, Ivens, Reilly e Simon (1965) em doninhas fedorentas. Um estudo realizado no estado de Dakota do Norte, nos EUA, verificou os seguintes parasitas gastrointestinais em animais submetidos a necrópsia: *Alaria taxideae* (7,1%), *Plagiochis muris* (4,8%), *Mesocestoides corti* (14,3%), *Oschmarenia mephitis* (4,8%), *Baylisascaris columnaris* (19%), *Molineus patens* (7,1%), *Physaloptera maxillaris* (50%). Foram também observados parasitas pulmonares, nomeadamente *Crenosoma canadensis* (2,4%) e *Filaroides mephitis* (2,4%) (Dyer, 1970). *Physaloptera maxillaris*, *Mesocestoides* sp. e *Oochoristica* sp. foram também observados por Richardson (2013) numa doninha no Nebraska.

#### **1.7.6. Estatuto de conservação**

Segundo a IUCN o estado de conservação desta espécie está classificado como “Pouco preocupante”, havendo uma grande distribuição de doninhas fedorentas em vários habitats e aumento da população em muitos locais (Helgen & Reid, 2016).



## 1.8. Furão Doméstico

### 1.8.1. Taxonomia

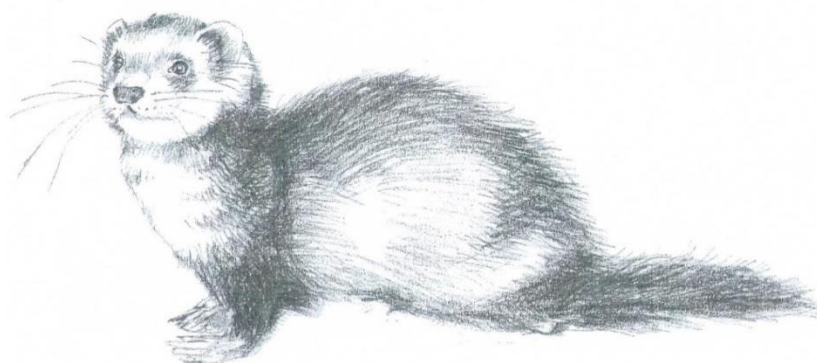
**Tabela 8** Classificação taxonômica de furão doméstico (*Mustela putorius furo* Linnaeus, 1758)

Reino	Filo	Classe	Ordem	Família	Gênero	Subespécie
Animalia	Chordata	Mammalia	Carnivora	Mustelidae	<i>Mustela</i>	<i>Mustela putorius furo</i>

### 1.8.2. Características morfológicas

O furão doméstico é um mustelídeo que descende do toirão (*Mustela putorius*), e tem no mínimo 2000 anos de domesticação com os propósitos de caça, controle de pragas e companhia. Apresenta um corpo alongado com membros curtos, cabeça triangular, olhos pequenos e pouco proeminentes e orelhas pequenas e arredondadas. Os machos pesam entre 1 e 2 Kg e as fêmeas pesam entre 600 e 900 g. Há 30 tipos de padrões de coloração reconhecidos pela *American Ferret Association*, sendo os mais frequentes o *sable* (olhos escuros e pelagem castanha e preta) e o albino (pelo e olhos despigmentados) (Lewington, 2007) (Figura 12).

**Figura 12** Furão doméstico (original - por Manuel Escusa).



### 1.8.3. Habitat e alimentação

Os furões são mantidos como animais de estimação um pouco por todo o mundo. Existem populações selvagens de furão doméstico na Nova Zelândia, resultado de fugas de animais em cativeiro (Nowak & Paradiso, 1983).

Os furões são carnívoros obrigatórios, com um trato digestivo muito curto, sem ceco e trânsito intestinal muito rápido. A dieta do furão deve conter 30-34% de proteína de origem animal, 15-20% de gordura, pouca fibra e deve ser disponibilizado alimento *ad libitum*. Se a dieta do furão contiver proteína de origem vegetal em grande quantidade o animal fica predisposto a problemas urinários, dermatológicos e gastrointestinais (Lewington, 2007).

#### 1.8.4. Comportamento social e reprodução

Os furões são animais sociais, podendo viver em grupos e até com animais de outras espécies. São animais muito curiosos e dóceis se forem manuseados e habituados ao contacto humano (Lewington, 2007). Têm um comportamento exploratório muito evidente e gostam de investigar novos itens com a boca, por isso não devem ser deixados sozinhos com bebés ou crianças pequenas. Raramente são agressivos com os humanos, e quando o são deve-se na maioria dos casos a falta de sociabilização ou aborrecimento (Kiefer & Johnson, 2006).

As fêmeas entram em estro quando o período de luminosidade solar diária excede as 12h ou seja, entre março e setembro no hemisfério norte. O tempo de gestação é de 41 a 42 dias e as ninhadas têm em média 8 crias (Meredith & Johnson-Delaney, 2010). As fêmeas são poliétricas sazonais, com um estro prolongado e ovulam por indução. As fêmeas que não são destinadas à reprodução devem ser submetidas a ovariectomia, porque se o estro não for interrompido podem desenvolver anemia aplásica (Kiefer & Johnson, 2006). Como alternativa poderão ser colocados implantes de deslorelina (Meredith & Johnson-Delaney, 2010).

#### 1.8.5. Parasitas gastrointestinais e pulmonares

Os furões podem ser infetados por parasitas gastrointestinais que afetam cães, gatos e outros mustélídeos. O risco de infeção aumenta se forem mantidos em proximidade com outras espécies animais, se habitarem no exterior e se forem usados para caçar (Lewington, 2007). As infeções por protozoários são por norma mais frequentes que as por helmintes, e a doença parasitária mais comumente assinalada é a coccidiose (géneros *Cystoisospora* e *Eimeria*), que causa diarreia potencialmente fatal nestes animais (Morrissey, 1996). Os parasitas gastrointestinais considerados mais frequentes em furões domésticos nos EUA, segundo Lewington (2007) são os protozoários (*Giardia* sp., *Cystoisospora laidlawii*, *Eimeria furonis*, *Eimeria ictidea*, *Sarcocystis* sp. e *Cryptosporidium* sp.) e os helmintes (*Toxascaris leonina*, *Toxocara canis*, *Toxocara cati* e *Strongyloides stercoralis*). Os parasitas pulmonares mencionados pelo mesmo autor são *Crenosoma* sp. e *Aelurostrongylus abstrusus*. Levine & Ivens (1981) mencionam os mesmos protozoários e ainda *Sarcocystis putorii*. Na Europa foram realizados alguns estudos tanto no toirão (*Mustela putorius*), como em furões domésticos (*Mustela putorius furo*). Num estudo efetuado na Bielorrússia foram analisados toirões abatidos em atividade cinegética, e encontradas as seguintes prevalências de parasitas gastrointestinais: *Alaria alata* (5%), *Apophallus donicus* (5%), *Isthmiophora melis* (47%), *Metorchis bilis* (7,5%), *Metorchis felinus* (2,5%), *Opisthorchis felinus* (2,5%), *Pseudamphistomum truncatum* (2,5%), *Strigea strigis* (5%), *Mesocostoides lineatus* (5%), *Spirometra erinacei* (12,5%), *Taenia martis* (12,5%), *Taenia mustelae* (10%), *Aonchotheca putorii* (35%), *Baylisascaris devosi* (5%), *Molineus patens* (17,5%), *Spirocerca lupi* (5%),

*Strongyloides martis* (2,5%) e *Macracanthorhynchus catulinus* (2,5%). Os parasitas pulmonares encontrados foram *Crenosoma taiga* (2,5%), *Filaroides martis* (30%), *Sobolevinygylus petrowi* (2,5%) e *Capillaria aerophila* (7,5%) (Shimalov e Shimalov, 2002). Num estudo efetuado em França, Torres et al. (2008) verificou as seguintes prevalências de parasitas gastrointestinais em toirões: *Troglostrongylus axei* (3,57%), *Euryhelminthos squamula* (60,61%), *Taenia tenuicollis* (12,12%), *Aonchotheca putorii* (21,21%), *Strongyloides mustelorum* (24,24%) e *Molineus patens* (63,64%). Os parasitas pulmonares *Capillaria aerophila* (9,09%), *Filaroides martis* (29,41%) e *Crenosoma melesi* (17,65%) foram também observados. Numa pesquisa de parasitas gastrointestinais em furões domésticos em Itália foram observados ovos de ancilostomatídeos (28%) e oocistos de *Sarcocystis* sp. (2%) (d'Ovídio et al., 2014).

## 1.9. Guaxinim

### 1.9.1. Taxonomia

**Tabela 9** Classificação taxonómica de guaxinim (*Procyon lotor* Linnaeus, 1758)

Reino	Filo	Classe	Ordem	Família	Género	Espécie
Animalia	Chordata	Mammalia	Carnivora	Procyonidae	<i>Procyon</i>	<i>Procyon lotor</i>

### 1.9.2. Características morfológicas

O guaxinim é o maior membro da família Procyonidae (Nowak & Paradiso, 1983), sendo considerado o principal hospedeiro reservatório do vírus da raiva nos EUA (Dragoo, 2009). Pesa entre 4 e 14 Kg, os machos são maiores que as fêmeas e os animais que habitam em climas mais frios atingem por norma maiores proporções (Johnson, 2007). Têm uma cabeça larga e o focinho pontiagudo, orelhas arredondadas, membros curtos e fortes e cauda comprida (Nowak & Paradiso, 1983). A coloração da pelagem varia entre tons de cinzento, podendo chegar a ser quase negra, por vezes com reflexos acastanhados ou avermelhados. A cauda é cheia e riscada, com 5 a 10 anéis de cor negra e face apresenta manchas brancas e negras (Nowak & Paradiso, 1983) (Figura 13).

**Figura 13** Guaxinim (original).



### **1.9.3. Habitat e alimentação**

São originários da América do Norte (Johnson, 2007), mas foram introduzidos na França, Holanda, Alemanha e Rússia para exploração, devido ao valor comercial do seu pelo (Nowak & Paradiso, 1983). Alguns exemplares escaparam dessas explorações ou foram deliberadamente libertados, o que resultou no estabelecimento de populações selvagens na Europa do leste e Europa central (Popiolek et al., 2011). A introdução destes animais no Japão deveu-se à importação de mais de 20000 guaxinins para animais de estimação após a exibição de um desenho animado de grande sucesso “*Rascal the Raccoon*”. Muitos desses animais escaparam ou foram libertados estabelecendo populações selvagens, sendo hoje em dia considerados uma praga bastante destrutiva (Kazacos, 2016). Os guaxinins adaptam-se a vários habitats desde zonas costeiras, pântanos, florestas a áreas urbanas e periurbanas (Nowak & Paradiso, 1983; Popiolek et al., 2011).

São animais omnívoros oportunistas, tendo uma dieta muito variada. Desta fazem parte ratos, ovos, pássaros, insetos, sementes, frutos secos e bagas. Em meios urbanos são conhecidos por procurarem alimento em contentores de lixo, jardins e canteiros (Nowak & Paradiso, 1983).

### **1.9.4. Comportamento social e reprodução**

Por norma são animais solitários, exceções acontecem em locais de alimentação ou em condições climáticas adversas em que grandes grupos se podem reunir no mesmo abrigo. A época reprodutiva acontece entre meados do inverno até ao início da primavera. A gestação dura entre 60 e 73 dias e o número de crias por ninhada varia entre 1 e 7 (Nowak & Paradiso, 1983).

Em cativeiro podem tornar-se agressivos se se sentirem ameaçados, aborrecidos ou se não tiverem interação social suficiente. São relativamente fáceis de albergar e alimentar, porém devido à sua natureza imprevisível e capacidade de infligirem ferimentos graves e

destruírem bens materiais, Johnson (2007) considera que não deverão ser recomendados como animais de estimação.

#### 1.9.5. Parasitas gastrointestinais e pulmonares

Os parasitas mais frequentes nestes animais são os helmintes. Existem alguns estudos, efetuados principalmente nos EUA, sobre o parasitismo nestes animais. Na Europa o conhecimento ainda é limitado (Popiołek et al., 2011).

Harkema e Miller (1964), num estudo feito nos EUA, encontraram 36 espécies de helmintes gastrointestinais e pulmonares, mais especificamente 24 espécies de tremátodes, 8 espécies de nemátodes, 3 espécies de céstodes e 1 espécie de acantocéfalo. Os tremátodes encontrados pertenciam às espécies *Prosthodendrium naviculum* (0,3%), *Eurytrema procyonis* (16,9%), *Lyperosomum sinuosum* (4,1%), *Parametorchis complexus* (0,3%), *Apophallus venustus* (17,5%), *Metagonimoides oregonensis* (0,9%), *Euryhalmis squamula* (0,6%), *Phagicola longa* (6,3%), *Phagicola diminuta* (10,9%), *Acocotyle leighi* (4,1%), *Ascocotyle ampullacea* (2,2%), *Carneophallus turgidus* (10,9%), *Gynaecotyla adunca* (6,9%), *Maritreminoides nettae* (6,9%), *Maritreminoides* sp. (4,4%), *Sellacotyle mustelae* (18,1%), *Euparyphium beaveri* (13,1%), *Grysoma singularis* (2,2%), *Paragonimus rudis* (4,1%), *Heterobilharzia americana* (5,3%), *Fibricola cratera* (8,1%), *Pharyngostomoides procyonis* (76,3%), *Procyotrema marsupiformis* (6,9%) e *Parallelorchis diglossus* (1,6%). Os nemátodes gastrointestinais encontrados pertenciam às seguintes espécies: *Capillaria mustelerum* (1,3%), *Arthrocephalus lotoris* (72,5%), *Molineus barbatus* (52,5%), *Cosmocephalus* sp. (0,3%), *Gnathostoma procyonis* (44,1%) e *Physaloptera rara* (25%); e os nemátodes pulmonares pertenciam às espécies *Aelurostrongylus* sp. (5,6%) e *Crenosoma goblei* (3,8%). Os céstodes encontrados foram *Spirometra mansonoides* (15,9%), *Mesocestoides variabilis* (4,4%) e *Atriotaenia procyonis* (36,6%). O acantocéfalo encontrado foi *Macracanthorhynchus ingens* (31,3%). Num trabalho realizado no Texas (EUA), foram encontrados os seguintes helmintes gastrointestinais: *Physaloptera rara* (57,6%), *Gnathostoma procyonis* (2,9%), *Gongylonema* sp. (0,5%), *Placoconus lotoris* (46,6%), *Molineus barbatus* (29,8%), *Toxascaris leonina* (0,2%), *Baylisascaris procyonis* (5,4%), *Lagochilascaris* sp. (0,5%), *Synhimanthus* sp. (0,8%), *Aonchotheca putorii* (2,7%), *Cruzia americana* (0,2%), *Atriotaenia procyonis* (20,7%), *Mesocestoides lineatus* (3,4%), *Macracanthorhynchus ingens* (40,7%) e *Grysoma singularis* (0,5%) (Kresta, Henke & Pence, 2009). Na Europa foram efetuados dois estudos em populações selvagens de guaxinins na Polónia, utilizando métodos coprológicos, e foram verificadas as seguintes prevalências: *Ancylostoma* spp. (4,4%), *Baylisascaris procyonis* (3,3%), *Capillaria* sp. (3,3%), *Placoconus lotoris* (4,4%), *Spirocerca lupi* (8,8%), *Strongyloides procyonis* (11%) e *Echinostoma* sp. (2,2%) (Popiołek et al., 2011); *Acanthocephala* sp. (5,5%), *Capillaria* spp. (25,5%),

*Echinostomatidae* (34,5%) e *Mesocestoides* spp. (60%) (Karamon, Kochanowski, Cencek, Bartoszewicz & Kusyk, 2014).

#### 1.9.6. Estatuto de Conservação

Segundo o IUCN o estado de conservação desta espécie está classificado como “Pouco preocupante”. É uma espécie bastante comum e com tendência a crescer em número (Timm, Cuarón, Reid, Helgen & González-Maya, 2016).

### 1.10 Mangusto Listado

#### 1.10.1. Taxonomia

**Tabela 10** Classificação taxonómica de mangusto listado (*Mungos mungo* Gmelin, 1788)

Reino	Filo	Classe	Ordem	Família	Género	Espécie
Animalia	Chordata	Mammalia	Carnivora	Herpestidae	<i>Mungos</i>	<i>Mungos mungo</i>

#### 1.10.2. Características morfológicas

É um mangusto de tamanho médio, de pelagem acinzentada a castanho-escuro, com 10-15 riscas transversais de cor escura distribuídas desde os ombros até à base da cauda. A cabeça é pequena, o focinho pontiagudo e as orelhas são pequenas e arredondadas. O corpo está coberto de pelo cerdoso, mais curto na cabeça e aumentando de comprimento na direção da cauda, cuja ponta apresenta uma cor mais escura. Têm cinco dedos nos membros anteriores e quatro nos posteriores, cada um terminando numa garra com até 20 mm. Os machos pesam em média 1450 g e as fêmeas 1370 g (Cant & Gilchrist, 2013) (Figura 14).

**Figura 14** Mangustos listados (original).



#### 1.10.3. Habitat e alimentação

É uma espécie bastante comum no sul e mais rara no oeste do continente africano (Gilchrist, Stuart, Stuart & Do Linh San, 2016). Habita primariamente zonas arborizadas ou de savana, junto a fontes de água (Skinner & Chimimba, 2005).

A dieta do mangusto listado consiste maioritariamente em insetos, miriápodes, caracóis, pequenos répteis, ovos e crias de aves e frutos silvestres (Hiscocks & Perrin 1991).

#### **1.10.4. Comportamento social e reprodução**

São animais muito sociais que vivem em colónias familiares de 15 a 20 elementos. Todos os membros do grupo dormem no mesmo ninho, onde as crias permanecem durante o dia (nas primeiras 3-4 semanas de vida) enquanto os adultos vão procurar alimento. Encontros entre grupos originam frequentemente confrontos físicos que podem resultar em elementos com ferimentos graves ou mesmo em mortes (Cant & Gilchrist, 2013).

A reprodução acontece ao longo de todo o ano, e dentro do mesmo grupo as fêmeas entram em cio por volta da mesma altura. As fêmeas mais velhas entram em cio uns dias antes das mais novas e têm ninhadas maiores (Nowak & Paradiso, 1983; Gilchrist, Otali & Mwanguhya, 2004). O período gestacional é de cerca de 9 semanas, e as ninhadas têm entre 1 e 6 crias (Gilchrist et al., 2004). Os partos apresentam uma grande sincronia, nascendo a maioria das crias no mesmo dia e as restantes com poucos dias de intervalo (Hodge, Bell & Cant, 2011). Cada dia um grupo diferente fica no ninho a cuidar e proteger as crias, enquanto o resto do grupo procura alimento (Cant & Gilchrist, 2013).

#### **1.10.5. Parasitas gastrointestinais e pulmonares**

Singh e Pande (1966) descreveram a presença de quatro espécies de nemátodes gastrointestinais em mangustos listados: *Arthrocephalus gambiensis*, *Arthrocephalus herpestis*, *Gnathostoma* sp. e *Trichuris trichura*; e três espécies de nemátodes pulmonares: *Pulmostrongylus herpestis*, *Metathelazia chabaudi* e *Crenosoma* sp. Num estudo realizado no Japão, com a espécie mangusto-pequeno-asiático (*Herpestes javanicus*) foram observadas as seguintes prevalências de parasitas gastrointestinais: *Trichuris* sp. (42,5%), *Ancylostomatidae* (22,6%), *Ascaridia* (2,2%), coccídias (81,2%), *Protostrongylus* sp. (0,6%), *Uncinaria* sp. (0,6%), *Toxocara* sp. (0,6%) e *Mesocostoides* sp. (3,8%) (Ishibashi et al., 2010). Bray (1954) descreveu duas espécies de coccídia do mangusto anão africano (*Helogale undulata rufula*), *Cystoisospora garnhami* e *Cystoisospora hoare*. Apesar dos animais analisados excretarem elevados números de oocistos não mostravam sinais clínicos e as fezes eram consistentes. O sacarrabos (*Herpestes ichneumon*), tal como o mangusto listado, é um membro da família Herpestidae e tem distribuição geográfica na Península Ibérica (Lopes, 2013). Lopes (2013) observou em amostras fecais de sacarrabos provenientes de vários pontos de Portugal continental, uma larva de primeiro estágio (L1) de um nemátode pertencente à superfamília Metastrongyloidea (0,28%) pelo método de sedimentação natural, e quistos de *Giardia* sp. (0,28%) num esfregaço fecal corado pelo método de Ziehl-Neelsen modificado. Blanco et al. (1993) verificou as seguintes prevalências de nemátodes em sacarrabos do centro e sul de Espanha: *Vogeloides oesophagea* (15%), *Stenuroides herpestis* (23%), *Capillaria aerophilus* (1,9%), *Rictularia*

*affinis* (5,3%), *Spirura dentata* (20,7%) e *Graphidium strigosum* (3%). Em Espanha uma pesquisa de *Giardia duodenalis* e *Cryptosporidium* spp. em mesocarnívoros foi detetada a presença de *Cryptosporidium canis* numa das duas amostras de sacarrabos analisadas pela técnica de PCR (Mateo et al., 2017). Num outro estudo efetuado em Espanha foi observada uma prevalência de 8% de *Centrorhynchus lancea* e *Centrorhynchus undulatus*, tendo estas duas espécies de acantoféalo sido encontradas no sistema gastrointestinal do mesmo sacarrabos (Millán & Casanova, 2007). Uma pesquisa de ascarídeos do género *Toxocara* em populações de animais selvagens no Egipto revelou que 59,5% dos sacarrabos, cujos sistemas digestivos foram analisados, estavam infetados com *Toxocara canis* (Radwan et al., 2009).

#### 1.10.6. Estatuto de conservação

Segundo o IUCN o estado de conservação desta espécie está classificado como “Pouco preocupante”. Populações de mangusto riscado são comuns no habitat natural e não têm grandes ameaças, mantendo números saudáveis (Gilchrist & Do Linh San, 2016).

#### 1.11. Wallaby de Bennett

##### 1.11.1. Taxonomia

**Tabela 11** Classificação taxonómica de wallaby de Bennett (*Macropus rufogriseus rufogriseus* Desmarest, 1817)

Reino	Filo	Classe	Ordem	Família	Género	Subespécie
Animalia	Chordata	Mammalia	Diprotodontia	Macropodidae	<i>Macropus</i>	<i>Macropus rufogriseus rufogriseus</i>

##### 1.11.2. Características morfológicas

O wallaby de Bennett (*Macropus rufogriseus rufogriseus*) é uma subespécie do wallaby de pescoço vermelho (*Macropus rufogriseus*) (Meredith & Johnson-Delaney, 2010). Tem uma cabeça pequena em relação ao tamanho do corpo, focinho alongado e orelhas compridas (Nowak & Paradiso, 1983). Os machos pesam entre 15 e 26,8 Kg e as fêmeas entre 11 e 15,5 Kg. As fêmeas têm uma bolsa marsupial na região abdominal (Meredith & Johnson-Delaney, 2010). A pelagem é castanha-acinzentada com o ventre de cor mais clara, patas negras e riscas brancas no lábio superior. Os membros posteriores são compridos, com grandes massas musculares, em contraste os membros anteriores são curtos e delicados. A cauda é afilada e funciona como contrapeso quando o animal salta (Finkelstein, 2009) (Figura 15).



**Figura 15** Wallaby de Bennett (original).



#### **1.11.3. Habitat e alimentação**

São animais originários da Tasmânia (Meredith & Johnson-Delaney, 2010), existindo atualmente em liberdade na Tasmânia, em zonas no sul e este da Austrália, nas ilhas Flinders e King e Nova Zelândia (Long, 2003).

A dieta consiste em cerca de 80% de plantas herbáceas e o restante em arbustos, frutas e raízes (Finkelstein, 2009).

#### **1.11.4. Comportamento social e reprodução**

São animais crepusculares ou noturnos. As fêmeas e as crias até 1 ano formam grupos e os machos são solitários e apenas contactam com as fêmeas para reprodução (Nowak & Paradiso, 1983). As fêmeas estabelecem hierarquia para se alimentarem mas não são agressivas, ao contrário dos machos que competem violentamente por fêmeas em estro (Meredith & Johnson-Delaney, 2010). Não há época reprodutiva definida nesta espécie, podendo haver partos durante todo o ano (Nowak & Paradiso, 1983). Têm um período de gestação de 30 dias (após implantação) e após o parto a cria permanece na bolsa da mãe entre 7 a 8 meses (Finkelstein, 2009). Em alguns marsupiais, como é o caso do wallaby de Bennett, ocorre o processo de diapausa embrionária que consiste na interrupção do desenvolvimento de um embrião enquanto a fêmea está em lactação. Este processo permite que se inicie a gestação imediatamente após o desenvolvimento total ou morte de uma cria o que permite uma grande eficiência reprodutiva (Nowak & Paradiso, 1983).

#### **1.11.5. Parasitas gastrointestinais e pulmonares**

Os macrópodes (cangurus e wallabies) são hospedeiros da mais diversa fauna parasitária de todos os grupos de marsupiais. O tipo de parasitas mais frequentes são os estrongilídeos, com mais de 250 espécies descritas nestes animais (Beveridge & Emery, 2014).

Beveridge e Emery (2014) indicam como os parasitas do trato gastrointestinal mais frequentes nos macrópodes os estrongilídeos *Labiostrongylus* spp., *Labiosimplex* spp., *Labiomultiplex* spp., *Parazoniolaimus* spp., *Potorostrongylus* spp., *Rugopharynx* spp., *Pharyngostrongylus* spp., *Cloacina* spp., *Filarinema* spp., *Strongyloides* spp.,

*Globocephaloides* spp., *Austrostrongylus* spp., o céstode *Progamotaenia* spp. e as coccídias *Eimeria* spp. Alguns parasitas causam grande patogenicidade, como é o caso das infecções por coccídias, que provocam enterite severa com hemorragia no trato gastrointestinal, e causam elevada mortalidade principalmente em animais jovens. O único parasita pulmonar apontado por estes autores é *Marsupostrongylus* spp., que é causa de pneumonia intersticial severa. Num estudo efetuado em Victoria, os parasitas com maiores prevalências detetados em 24 exemplares de *Macropus rufogriseus* foram as seguintes: *Paraugopharynx protemnodontis* (93%), *Austrostrongylus* spp. (86%), *Labiosimplex australis* (79%), *Rugopharynx epsilon* (79%), *Rugopharynx longibursaris* (71%), *Cyclostrongylus perplexus* (71%), *Wallabinema australe* (64%), *Rugopharynx rufogrisea* (64%) e *Cyclostrongylus perplexus* (64%) (Aussavy, Bernardin, Corrigan, Hufschmid & Beveridge, 2011). Num outro estudo efetuado na Austrália, foram analisados 112 wallabies dos pântanos (*Wallabia bicolor*) e os parasitas gastrointestinais mais prevalentes foram também os strongilídeos, nomeadamente *Cloacina edwardsi* (75%), *Cloacina papillata* (67,9%), *Cyclostrongylus wallabiae* (66%), *Cloacina wallabiae* (65,2%), *Rugopharynx epsilon* (58%), *Hypodondus macropi* (56%), *Cloacina eos* (54,5%) e *Austrostrongylus victoriensis* (52,6%) (Beveridge, 2016). Em Espanha, foram observados os seguintes parasitas em wallaby de Tammar (*Macropus eugenii*): coccídias (16,6%), *Strongyloides* spp. (16,6%), *Toxascaris leonina* (16,6%) e o parasita pulmonar *Dictyocaulus* spp. (16,6%) (Cordón et al., 2008).

#### 1.11.6. Estatuto de conservação

Segundo o IUCN o estado de conservação desta subespécie está classificado como “Pouco preocupante”, sendo uma espécie com boa distribuição e densidade populacional estável (McKenzie, Menkhorst & Lunney, 2016).

### 1.12. Lebre da Patagónia

#### 1.12.1. Taxonomia

**Tabela 12** Classificação taxonómica de lebre da Patagónia (*Dolichotis patagonum* Zimmermann, 1780)

Reino	Filo	Classe	Ordem	Família	Género	Espécie
Animalia	Chordata	Mammalia	Rodentia	Caviidae	<i>Dolichotis</i>	<i>Dolichotis patagonum</i>

#### 1.12.2. Características morfológicas

A lebre da Patagónia é um roedor com uma morfologia similar à de uma lebre. Pesam entre 8 e 16 Kg (Kottwitz, 2007). Têm membros muito compridos e finos, com 4 dedos nas patas anteriores e 3 nas posteriores, terminando todos os dedos numa unha afiada. A pelagem é densa e cerdosa de coloração castanha-acinzentada, mais escura na garupa e clara no

ventre (Nowak & Paradiso, 1983). As orelhas são compridas e largas, a cauda é muito curta e abaixo desta encontra-se uma área de pelo branco comprido (Cabrera, 1953) (Figura 16).

**Figura 16** Lebre da Patagônia (original).



#### **1.12.3. Habitat e alimentação**

São animais originários das estepes centrais da Patagônia, existindo populações até à zona sul da Argentina. Habitam planícies áridas e áreas arbustivas (Kottwitz, 2007).

Alimentam-se principalmente de vegetação herbácea. Populações que vivam em proximidade com os humanos podem destruir campos agrícolas e jardins em busca de alimento (Cabrera, 1953).

#### **1.12.4. Comportamento social e reprodução**

Formam grupos de 3 a 40 indivíduos, que se dispersam (em pares) durante a noite e concentram-se durante o dia em áreas de grande disponibilidade de alimento e água. São animais monogâmicos. A reprodução tem lugar durante todo o ano e o período de gestação é de aproximadamente 77 dias. Em animais em cativeiro na Europa foi observada que a reprodução ocorre com mais intensidade no inverno, sendo o intervalo entre partos 3 meses durante o inverno e 3,5 meses durante o verão. O número de crias por parto é normalmente duas, mas podem ocorrer uma ou três (Nowak & Paradiso, 1983).

#### **1.12.5. Parasitas gastrointestinais e pulmonares**

As infeções parasitárias são frequentes nas lebres da patagônia, sendo os nemátodes os parasitas gastrointestinais mais comuns (Batard & Lahitte, 2009). Apesar de ser uma espécie animal muito frequente em zoológicos de todo o mundo, dados acerca da fauna parasitária das lebres da Patagônia são escassos (Tahas & Diakou, 2013)

Os parasitas mais observados nas lebres da Patagônia são *Trichuris dolichotis*, *Wellcomeia dolichotis*, *Graphidioides affinis* e *Trichostrongylus retortaeformis* (Campos, Tognelli & Ojeda, 2001; Batard & Lahitte, 2009). Tahas & Diakou (2013) observaram infeções persistentes de *Giardia* sp. e *Trichuris* spp. em lebres da Patagônia em cativeiro num zoológico da Grécia. Na Croácia foi também verificada a presença de oocistos de *Giardia* sp. em fezes de lebres da Patagônia (Beck et al., 2011).

#### **1.12.6. Estatuto de conservação**

Segundo a IUCN o estatuto de conservação desta espécie está classificado como “Quase ameaçada”. As populações de lebres da Patagônia estão em rápido declínio devido à perda de habitat, à competição por alimento com grandes herbívoros e à caça (Roach, 2016).

#### **2. Parasitoses em coleções zoológicas**

As doenças parasitárias representam uma grande preocupação em animais de parques zoológicos devido à grande proximidade entre várias espécies animais, incluindo humanos, que acontece nos locais onde estas coleções estão inseridas (Fagiolini et al., 2010; Panayotova-Pencheva, 2013). A ação do parasitismo pode ser direta ao causar morbidade e mortalidade, ou indireta predispondo o animal a doenças secundárias (Panayotova-Pencheva, 2013). Muitos parasitas podem infectar uma variedade de hospedeiros, o que pode ser problemático principalmente em recintos mistos. Um animal parasitado numa coleção pode constituir um perigo não só para outros animais da mesma espécie, mas também para outras espécies da coleção, sendo que a patogenicidade de um parasita pode ser diferente consoante a espécie que infeta (Kaandorp, 2012; Kvapil et al., 2017).

A infecção (e reinfeção) parasitária nestes locais é promovida pela elevada contaminação ambiental com formas parasitárias devido à permanência dos animais em áreas confinadas, muitas vezes em associação com densidades populacionais elevadas. O movimento frequente de animais (novas aquisições, mudança de recintos, pragas), materiais e pessoas pode também favorecer a entrada de novos agentes e a propagação dos mesmos. Para além disso as condições de *stress* causadas pelo cativeiro podem contribuir para uma diminuição da resistência destes animais a doenças parasitárias (Fagiolini et al., 2010; Madeira de Carvalho et al., 2016).

A maioria dos parasitas que afetam animais de zoo apresenta ciclos de vida monoxenos que são favorecidos pelas condições acima descritas (Panayotova-Pencheva, 2013; Madeira de Carvalho et al., 2016). Parasitas com ciclo de vida heteroxeno necessitam de hospedeiros intermediários para o seu desenvolvimento, o que dificulta a sua proliferação nestes ambientes (Hernandez & Yabsley, 2012; Panayotova-Pencheva, 2013). Segundo a revisão de Panayotova-Pencheva (2013) os parasitas mais frequentemente reportados em parques zoológicos na Europa são os helmintes e dentro deste grupo os nemátodes são os que exibem maior prevalência, seguidos dos trematodes e acantocéfalos. Dentro dos nemátodes as ordens mais frequentes são (pela ordem apresentada) Ascaridida, Strongylida, Enoplida, Oxyurida e Rhabditida. Os protozoários gastrointestinais de ciclo direto como *Cryptosporidium* sp., *Giardia* sp. e *Eimeria* sp. são os géneros de parasitas mais frequentes depois dos nemátodes.

## 2.1. Zoonoses

O contacto próximo entre os animais e as pessoas em parques zoológicos aumenta significativamente o risco de zoonoses, podendo representar um perigo para a saúde dos visitantes e dos tratadores (Panayotova-Pencheva, 2013). A identificação do risco de infeção zoonótica vai ajudar a determinar as medidas apropriadas de prevenção e controlo de forma a minimizar esse risco para os visitantes e tratadores (European Commission, 2015). O médico veterinário, responsável pela sanidade dos animais do parque zoológico, deve ter conhecimento das doenças zoonóticas que podem afetar os animais existentes nesse espaço. Se uma doença zoonótica for diagnosticada na coleção zoológica o médico veterinário tem o dever de informar e educar os tratadores e pessoal próximo da coleção acerca da forma de transmissão da doença, da sua prevenção e dos meios de controlo a serem postos em prática (Backues et al., 2011). No caso das parasitoses zoonóticas é de grande importância o diagnóstico precoce, a aplicação de um tratamento assertivo e a confirmação da sua eficácia (Madeira de Carvalho et al., 2016).

### 2.1.1. *Baylisascaris* spp.

Os parasitas do género *Baylisascaris* pertencem à família Ascarididae e são parasitas com ciclo de vida heteroxeno facultativo, com a exceção de *Baylisascaris laevis* que tem um ciclo de vida estritamente monoxeno. O hospedeiro definitivo (HD) é geralmente um carnívoro, exceto no caso de *B. laevis* que parasita roedores (Sapp, 2017). Os parasitas do género *Baylisascaris* podem causar síndrome de larva migrante visceral, ocular e neurológica numa grande variedade de vertebrados, incluindo nos humanos, sendo a espécie *Baylisascaris procyonis* considerada a mais patogénica (CFSPH, 2013). Estes parasitas são comuns na América do Norte (Bowman, 2014), Europa, Ásia e Austrália (Tasmânia) (Kazacos, 2016). Até ao momento estão descritas 10 espécies dentro deste género: *B. procyonis* em guaxinins (*Procyon lotor*) e cães domésticos (*Canis lupus familiaris*), *B. columnaris* em doninhas (Mephitidae), *B. potosis* em quincajus (*Potos flavus*), *B. melis* em texugos (*Meles meles* e *Taxidea taxus*), *B. devosi* em martas (*Martes* spp.), *B. transfuga* em ursos (*Ursus* spp.), *B. schroederi* em pandas-gigantes (*Ailuropoda melanoleuca*), *B. ailuri* em pandas-vermelhos (*Ailurus flugens*), *B. tasmaniensis* em diabos da Tasmânia (*Sarcophilus harrisii*) e quolls (*Dasyurus* spp.) e *B. laevis* em roedores dos géneros *Marmota* e *Citellus* (Kazacos, 2016). Neste capítulo serão abordados com especial destaque as espécies *B. procyonis* e *B. columnaris* por apresentarem maior patogenicidade relativamente às outras espécies deste género e por os seus HD serem frequentemente mantidos como animais de estimação (Kazacos, 2016).

#### 2.1.1.1. Distribuição

*B. procyonis* encontra-se vastamente distribuído em populações de guaxinins selvagens da América do Norte, aparentando ser mais prevalente na costa oeste, centro-oeste e nordeste

dos EUA e regiões contíguas do Canadá (Kazacos, 2016). *B. columnaris* parece estar bem estabelecido no centro-oeste e nordeste dos EUA e no Canadá (Sapp, 2017). Devido à escassez de estudos acerca deste parasita em doninhas no estado selvagem é difícil determinar com certeza a sua distribuição geográfica (d'Ovidio et al., 2016).

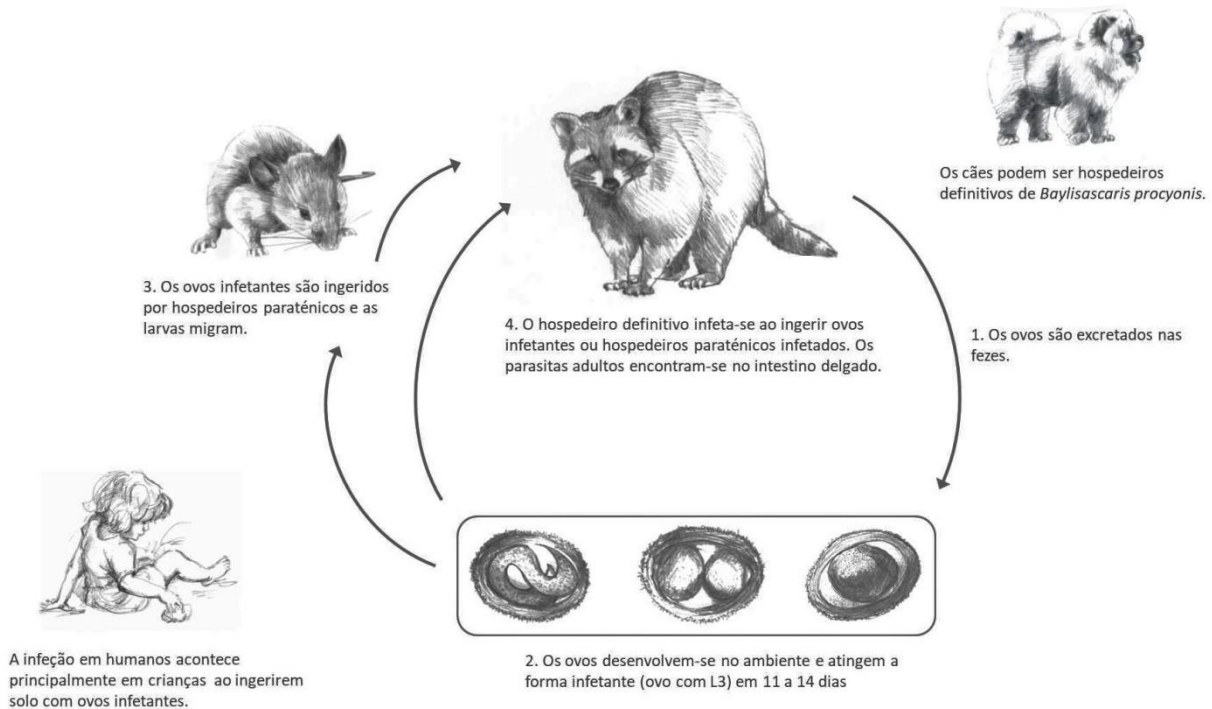
A introdução de guaxinins na Europa com a intenção de obter peles destes animais permitiu o estabelecimento de populações selvagens em alguns países europeus. Para além disso tanto os guaxinins como as doninhas fedorentas são mantidos com alguma frequência como animais de estimação ou em coleções zoológicas nos continentes Europeu e Asiático, o que permitiu a introdução e dispersão de parasitas do género *Baylisascaris* em novos territórios. Na Europa a espécie *B. procyonis* foi reportada na Alemanha (Gey, 1998; Hoffmann, Voight & Andreas, 2002; Winter, Stubbe & Heidecke, 2005), República Checa, Eslováquia (Tenora, Hönigová & Stanek, 1990), Espanha (Jimenez Martinez, Cano & Rois, 2015), Dinamarca (Brinch, 2006), Holanda (Kazacos, 2016), Roménia (Bacescu, Oprea, Visoiu, Micu & Savu, 2008), Noruega (Davidson, Øines, Hamnes & Schulze, 2013) e Polónia (Bartoszewicz, Okarma, Zalewski & Szczęśna, 2008; Popiolek et al., 2011; Janczak, D., Rozej-Bielicka, W. & Golab, E., 2016). Na Ásia foi reportada no Japão (Miyashita, 1993) e na China (Xie et al., 2014). A espécie *B. columnaris* foi reportada na Alemanha, Itália, Reino Unido, Áustria e Holanda (d'Ovidio et al., 2016).

#### **2.1.1.2. Ciclo de vida**

Os parasitas adultos habitam o ID do HD e produzem entre 115000 e 179000 ovos por dia/fêmea, podendo um HD infetado eliminar milhões de ovos por dia nas fezes (Kazacos, 2016). Os animais jovens excretam mais ovos para o ambiente que os adultos (Snyder & Fitzgerald, 1987; Kazacos, 2016). Em condições de temperatura e humidade ótimas, os ovos de *Baylisascaris* spp. demoram entre 11 a 14 dias a tornarem-se infetantes, havendo o desenvolvimento de uma larva de terceiro estágio (L3) no seu interior (Kazacos, 2016; Sapp, 2017). Com a exceção de *B. laevis*, que apresenta um ciclo de vida monoxeno, a infeção do HD pode ocorrer de forma direta pela ingestão de ovos infetantes ou indireta pela ingestão de um hospedeiro paraténico (HP) infetado (Sapp, 2017). A infeção direta é mais frequente em crias, que ingerem os ovos ao mamarem em fêmeas com o pelo contaminado, e a indireta é mais frequente nos adultos que ingerem pequenos animais como ratos ou aves com larvas enquistadas (Kazacos, 2001). Após serem ingeridos os ovos eclodem, libertando as larvas que penetram na mucosa intestinal onde se desenvolvem por várias semanas antes de reentrarem no lúmen intestinal onde atingem o estágio de adulto. O período pré patente é de 50 a 76 dias quando a infeção se dá por ingestão de ovos infetantes, e de 32 a 38 dias quando ocorre por ingestão de um HP (Kazacos, 1983; Kazacos & Boyce, 1989). Quando ingeridos por HP os ovos eclodem no ID e as larvas migram através da parede intestinal, sistema porta, fígado e pulmões. As larvas atingem o coração através das veias

pulmonares e migram através da circulação sanguínea, enquistando em vários órgãos e tecidos (Kazacos, 2016) (Figura 17).

**Figura 17** Ciclo de vida de *Baylisascaris procyonis* (original – por Manuel Escusa).



#### 2.1.1.3. Patogenia e sinais clínicos

Os HD normalmente não exibem sinais clínicos, mas infecções graves em animais jovens podem causar obstrução intestinal (Kazacos, 2016; CFSPH, 2013).

#### 2.1.1.4. Diagnóstico e identificação

Infeções por *Baylisascaris* sp. nos HD são diagnosticadas através da visualização dos nemátodes adultos no ID do animal em necrópsia ou nas fezes por expulsão espontânea ou subsequente a tratamentos anti-helmínticos, ou pela observação de ovos através de técnicas de coprologia (Kazacos, 2001). Os parasitas adultos têm um corpo longo e cilíndrico, cor creme, apresentam uma boca típica dos ascarídeos (formada por três lábios) e asas cervicais de tamanho muito reduzido (Sprent, 1968; Kazacos, 2016; Sapp, 2017). Os machos apresentam duas espículas (<1 mm), áreas rugosas e papilas pré e pós cloacais (Sprent, 1968; Franssen, Xie, Sprong & van der Giessen, 2013). Os ovos têm forma elíptica, cor castanha, contêm uma única célula e têm uma casca espessa de superfície irregular (Sprent, 1968; Kazacos, 2016). A diferenciação entre *B. procyonis* e *B. columnaris* está descrita na tabela 13, e na figura 18 podem ser observadas algumas diferenças morfológicas entre estas duas espécies.

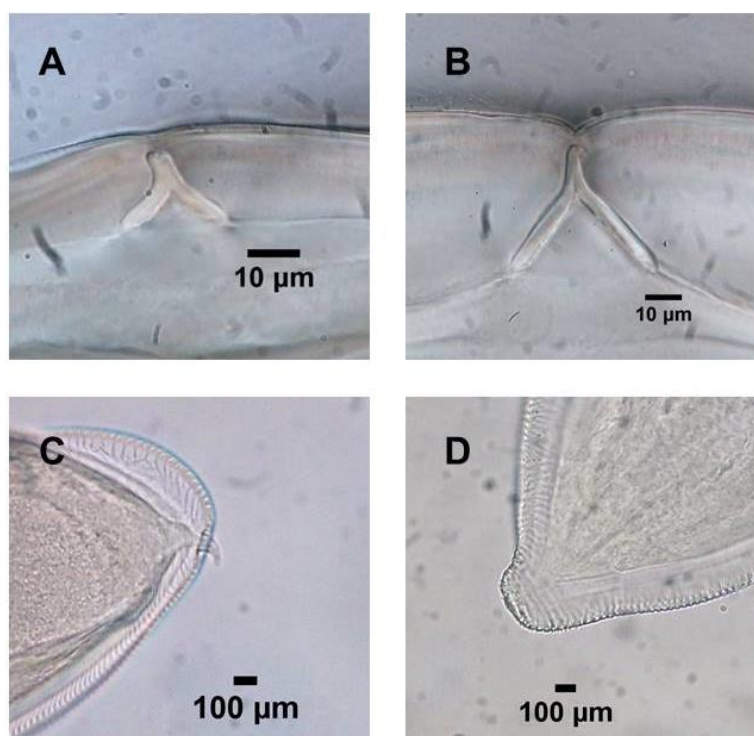


**Tabela 13** Características morfológicas de *B. procyonis* e *B. columnaris* [baseado em informações recolhidas de Sprent (1968), Franssen et al. (2013), Kazacos (2016) e Sapp (2017)].

	<i>Baylisascaris procyonis</i>	<i>Baylisascaris columnaris</i>
<b>Comprimento dos machos</b>	46-119 mm	43-110 mm
<b>Comprimento das fêmeas</b>	55-337 mm	72-266 mm
<b>Tamanho médio dos ovos</b>	80x60 µm	73x63 µm
<b>Terminação da cauda do macho</b>	em botão	em espigão
<b>Forma do suporte cervical<sup>a</sup></b>	forma de arco	forma de "A"

<sup>a</sup> observada na seção transversal da cutícula de parasitas adultos, cerca de 6 mm após as peças bucais

**Figura 18** Diferenças morfológicas entre *B. columnaris* (A e C) e *B. procyonis* (B e D). **A)** Suporte cervical em forma de "A" em *B. columnaris* (corte transversal); **B)** Suporte cervical em forma de arco em *B. procyonis* (corte transversal); **C)** Extremidade posterior a acabar num espigão em *B. columnaris*; **D)** Extremidade posterior a acabar em botão em *B. procyonis* (originais).



A diferenciação entre as várias espécies de *Baylisascaris* com base nos ovos, formas larvares e parasitas adultos é difícil devido à grande similaridade morfológica dentro do género (Kazacos, 2001). Por essa razão a identificação com recurso a técnicas moleculares é importante e pode ajudar a entender melhor o ciclo de cada espécie quanto à diversidade de hospedeiros definitivos e paraténicos e o risco que representam para a saúde pública (Sapp, 2017).

#### 2.1.1.5. Terapêutica e controlo

Substâncias eficazes em infeções por *Baylisascaris* nos HD incluem pamoato de pirantel, piperazina, febendazol, milbemicina oxima, ivermectina, moxidectina, flubendazol e



albendazol (Bauer & Gey, 1995; Stringfield, 2008). No caso de infecções em animais adultos em cativeiro os autores Kazacos e Boyce (1989) recomendam três tratamentos anti-helmínticos com 14 dias de intervalo passando depois a mensais. No caso de animais jovens (a partir das 6 semanas de idade) recomendam cinco ou seis tratamentos com intervalos de 2 semanas, passando depois a mensais.

Em populações de guaxinins selvagens dos EUA o uso de iscos com anti-helmínticos tem mostrado resultados positivos (Kazacos, 2016). Em Nova Jérсия o uso de iscos com piperazina reduziu o número de amostras fecais positivas nas populações testadas quando comparadas com populações controlo (LoGiudice, 1995). No Indiana foram testados por Page et al. (2011) iscos com pamoato de pirantel mensais após desinfecção por incineração das latrinas dos guaxinins. Ao fim de 12 meses foi possível observar diminuição da prevalência de amostras infetadas assim como diminuição da incidência de síndrome de larva migrante (LM) em HP como consequência da desparasitação dos guaxinins. No estudo efetuado por Smyser et al. (2013) foram também utilizados iscos com pamoato de pirantel, sendo atingidas prevalências de quase 0% ao fim de 24 meses. Apesar destes estudos apresentarem resultados promissores, o tratamento por iscos pode ser difícil de aplicar em áreas de grande densidade populacional de guaxinins devido ao custo e também à grande probabilidade de reinfeção dos animais em locais muito contaminados (Kazacos, 2016).

À semelhança de outros ascarídeos os ovos de *Baylisascaris* spp. estão cobertos por uma camada proteica que lhes permite aderir a várias superfícies e torna-os muito resistentes à dessecação, vários desinfetantes e extremos de temperatura (Sapp, 2017). Uma vez no ambiente os ovos podem permanecer infetantes durante anos, o que torna o controlo desta parasitose desafiante (Kazacos, 2016). A forma mais utilizada para desinfecção de áreas e materiais é a inativação pelo calor. Os ovos são inviabilizados a temperaturas superiores a 62°C podendo ser utilizada água a ferver, vapor ou fogo direto. As soluções de hipoclorito de sódio eliminam a camada protetora dos ovos fazendo com que deixem de aderir às superfícies e permitindo a remoção com água, mas não os inviabiliza (CFSPH, 2013; Kazacos, 2016). Em parques zoológicos a remoção de fezes dos HD deve ser feita diariamente e áreas e materiais suspeitos de estarem contaminados devem ser evitados até serem desinfetados, removidos e/ou destruídos (Kazacos, 2016). O contacto dos HD com animais como roedores e aves deve ser evitado de forma a prevenir a predação (Kazacos & Boyce, 1989.) Não devem ser mantidas, em recintos mistos, espécies que possam estar infetadas com *Baylisascaris* spp. e espécies suscetíveis a síndrome de LM (Stringfield, 2008).

#### 2.1.1.6. Potencial zoonótico

O parasita *B. procyonis* é considerado a causa mais comum de síndrome de LM em animais e humanos nos EUA (Franssen et al., 2013), sendo considerada uma importante zoonose emergente devido à recente dispersão dos HD (Kazacos, 2013).

Comparativamente com outros nemátodes causadores de síndrome de LM em humanos, como *Toxocara* spp., os quadros clínicos observados em infecções por *B. procyonis* são particularmente graves (Kazacos, 1983; Bowman, 2014). Isto deve-se principalmente ao facto de as larvas de *B. procyonis* aumentarem de tamanho à medida que migram (Kazacos, 1983; CFSPH, 2013; Bowman, 2014), atingindo dimensões entre 1500 – 2000 µm de comprimento e 60-80 µm de diâmetro em 14 dias (Goldberg et al., 1993) e também à tendência que têm de migrarem para os olhos e sistema nervoso central (SNC) (Kazacos, 1983; CFSPH, 2013; Bowman, 2014).

A infecção em humanos pode apresentar-se nas seguintes formas: infecção assintomática, infecção dissimulada, síndrome de Larva Migrante Visceral (LMV), síndrome de Larva Migrante Neurológica (LMN) e síndrome de Larva Migrante Ocular (LMO) (Kazacos, 2001; 2016). A maioria das infecções são assintomáticas ou dissimuladas (provocam sinais clínicos inespecíficos como dor abdominal, cefaleias, perturbações do sono e em alguns casos eosinofilia) e apenas são detetadas por testes serológicos (Kazacos, 2016). A síndrome de LMV pode provocar diferentes lesões consoante os órgãos afetados e os sinais mais frequentemente observados incluem hepatomegalia, febre, tosse, dificuldade em respirar e eosinofilia (Kazacos, 2016). Boschetti e Kasznica (1995) reportaram um caso fatal de LMV numa criança de 10 anos, devido a um granuloma eosinofílico no miocárdio que continha uma larva de *B. procyonis*. No caso de síndrome de LMO uma única larva pode provocar sinais (Kazacos, 2016) que incluem turvação ou perda de visão súbita num olho, inflamação e lesões degenerativas da retina, vasos e nervo óptico, rastos causados pela migração da larva na retina e/ou coróide e por vezes formação de granulomas. As larvas visíveis no olho poderão ser eliminadas com laser (Goldberg et al., 1993; Saffra et al., 2010). Na síndrome de LMN os quadros clínicos variam de ligeiros (com sinais subtis) a graves e apresentam maior gravidade em crianças, por serem mais pequenas e por norma ingerirem um maior número de ovos infetantes que os adultos (Kazacos, 2000). Inicialmente ocorrem mudanças subtis de comportamento ou hábitos e com o aumento da inflamação e destruição de tecidos do SNC os pacientes podem piorar rapidamente (Kazacos, 2000; 2001; Murray & Kazacos, 2004; Kazacos et al., 2013), levando ao aparecimento de sinais como letargia, irritabilidade, perda de funções motoras, cegueira e dificuldades na fala. Infecções graves podem resultar em coma e morte (Kazacos, 2000). Os sobreviventes podem apresentar danos extensos no SNC, com fraqueza muscular ou paralisia, cegueira, convulsões, incontinência e atrasos de desenvolvimento. Podem ficar incapacitados ou em estado vegetativo crónico (Kazacos, 2000). Mesmo quando a infecção é estabilizada inicialmente com tratamento agressivo os

pacientes podem piorar progressivamente à medida que o cérebro sofre atrofia pós-inflamatória (Kazacos, 2016). Albendazol pode ser utilizado como profilático em pessoas expostas a fontes de infecção (CFSPH, 2013).

O diagnóstico de LM por *B. procyonis* é baseado nos sinais clínicos observados, história de exposição a fezes de guaxinim, resultados de sorologia, imagiologia e lesões histopatológicas em exame *post mortem* (Kazacos, 2016).

Outras espécies de *Baylisascaris*, particularmente *B. columnaris* e *B. melis* devido à agressividade das larvas, podem causar síndrome de LM em animais e apesar de não existirem casos descritos em humanos com estas espécies, é considerada a possibilidade de possuírem potencial zoonótico (CFSPH, 2013). Para estas espécies são recomendadas as mesmas precauções que para *B. procyonis* (Kazacos, 2016).

### **2.1.2. *Cryptosporidium* spp.**

O género *Cryptosporidium* é composto por parasitas protozoários importantes para a medicina veterinária e saúde pública, que infetam as células do epitélio gastrointestinal e respiratório de vertebrados (Ballweber, 2001; Fayer & Xiao, 2008). Algumas espécies têm especificidade para hospedeiro, enquanto outras têm a capacidade de infetar uma grande variedade de hospedeiros (Fayer & Xiao, 2008). Parasitas deste género são uma preocupação em coleções zoológicas e podem representar perigo para tratadores, veterinários e visitantes destes locais (Ramsay, 2012).

#### **2.1.2.1. Distribuição**

Estes parasitas têm distribuição mundial (Ballweber, 2001).

#### **2.1.2.2. Ciclo de vida**

O ciclo de vida é monoxeno e a transmissão ocorre por via fecal-oral quando os oocistos excretados nas fezes por animais infetados contaminam fontes de água e/ou alimento e são ingeridos por hospedeiros suscetíveis (Dhaliwal & Juyal, 2013; Bowman, 2014). Após a ingestão, cada oocisto liberta 4 esporozoítos que invadem o epitélio do ID (na bordadura em ecova do enterócito) (Ballweber, 2001). Consoante a espécie desenvolvem-se duas ou três gerações de merontes (através de reprodução assexuada) que dão origem às formas sexuais – macrogâmetas e microgâmetas (Dhaliwal & Juyal, 2013). Após a fecundação formam-se os oocistos, que podem ser de dois tipos - um de parede fina que rutura e reinfecta o hospedeiro, e um de parede grossa que é eliminado nas fezes (Ballweber, 2001; Dhaliwal & Juyal, 2013). Os oocistos de *Cryptosporidium* sp. esporulam no interior do hospedeiro e são imediatamente infetantes quando excretados nas fezes (Ramsay, 2012).

#### **2.1.2.3. Patogenia e sinais clínicos**

A patogenia desta parasitose não está totalmente esclarecida. Ocorre pouca reação tecidual como resultado do parasita. O parasita pode diminuir a atividade da dissacaridase,

resultando numa digestão reduzida dos açúcares, levando a sobre crescimento bacteriano, formação de ácidos gordos voláteis e alterações na pressão osmótica (Ballweber, 2001). Frequentemente indivíduos infetados não demonstram sinais clínicos (infecção inaparente) (Bowman, 2014). A criptosporidiose é caracterizada por anorexia e diarreia aquosa, por vezes intermitente, que pode resultar em atrasos no crescimento de animais jovens (Taylor, Coop & Wall, 2007). A doença é auto-limitante em animais saudáveis durando 1-3 semanas. A infecção é mais grave em indivíduos imunodeprimidos, podendo nestes casos ser fatal (Bowman, 2014).

#### **2.1.2.4. Diagnóstico e identificação**

A infecção por *Cryptosporidium* sp. pode ser diagnosticada através da observação de oocistos nas fezes (Dhaliwal & Juyal, 2013). Os oocistos de *Cryptosporidium* sp. podem ser observados pela técnica de flutuação fecal em solução saturada de sacarose (Bowman, 2014) ou em esfregaços fecais corados pelo método de Ziehl-Neelsen, nos quais aparecem como formas redondas, com cerca de 4-5 µm de diâmetro e coloração avermelhada (Casemore, Armstrong & Sands, 1985). O diagnóstico pode também ser efetuado com recurso a técnicas moleculares e imunológicas, que incluem o uso de imunofluorescência ou ELISA. Técnicas à base de ADN têm sido utilizadas na caracterização molecular de espécies do género *Cryptosporidium* (Taylor, Coop & Wall, 2007). Em exame *post mortem* podem ser observados estádios em desenvolvimento em cortes histológicos das microvilosidades do ID (Ballweber, 2001).

#### **2.1.2.5. Terapêutica e controlo**

Como a infecção é na maioria das vezes auto-limitante, a terapêutica passa principalmente pela reposição de fluídos e interrupção da diarreia. Alguns fármacos têm sido utilizados para o tratamento da infecção, apesar de não existir tratamento específico para criptosporidiose em animais. Em vitelos o uso de nitazoxanida demonstrou ser eficaz na redução do período de eliminação de oocistos e halofuginona pode ser usada como profilaxia. Em cães e gatos paromomicina e azitromicina têm sido utilizadas (Bowman, 2014). Os oocistos são extremamente resistentes às condições ambientais e à maioria dos desinfetantes (Ramsay, 2012). A higienização das superfícies pode ser feita com vapor de água sob pressão ou podem ser utilizadas soluções à base de amoníaco (Fayer & Xiao, 2008).

Como o tratamento e desinfecção são desafiantes a prevenção é a estratégia de controlo mais importante. A remoção das fezes dos recintos deve ser efetuada diariamente e materiais contaminados devem ser limpos ou destruídos (Fayer & Xiao, 2008; Ramsay, 2012). Os locais de alimentação e abeberramento devem ter alguma altura, de forma a diminuir a sua conspurcação com fezes (Fayer & Xiao, 2008), e a água destinada ao abeberramento deve ser filtrada através de um filtro de malha inferior a 1 µm (Dhaliwal & Juyal, 2013). A introdução de animais muito jovens nos parques zoológicos deve ser evitada

(Ramsay, 2012), e os animais infetados devem ser isolados em instalações de fácil limpeza e desinfecção (Fayer & Xiao, 2008).

#### **2.1.2.6. Potencial zoonótico**

A criptosporidiose é uma parasitose importante a nível mundial, e em humanos é normalmente causada pelas espécies *C. parvum* e *C. hominis* (Fayer & Xiao, 2008). Afeta mais frequentemente crianças com menos de 2 anos e indivíduos imunodeprimidos.

A infeção ocorre por via fecal-oral por contacto com fezes de animais de produção, de companhia e de zoo, ou por ingestão de água ou alimentos contaminados (Fayer & Xiao, 2008). Sinais clínicos em humanos incluem diarreia aquosa com muco, formação de gás, dor abdominal e febre ligeira (Ramsay, 2012; Dhaliwal & Juyal, 2013). Em indivíduos imunocompetentes a criptosporidiose é tipicamente uma doença auto-limitante e os sinais desaparecem em cerca de 3 semanas. Em indivíduos imunocomprometidos a criptosporidiose pode ser uma doença grave e debilitante com diarreia crónica e acentuada perda de peso (Ramsay, 2012). A terapêutica é, na maioria dos casos sintomática, com o objetivo de parar a diarreia e repor a hidratação. O uso de nitazoxanida em suspensão oral está aprovado pela *Food and Drug Administration* (FDA) para o tratamento de criptosporidiose em humanos (Bowman, 2014).

As medidas preventivas são de grande importância e incluem uma boa higiene pessoal (principalmente após o contacto com fezes), evitar a contaminação de alimentos e fontes de água e limpar áreas contaminadas com uma solução de 5% de amoníaco. A água destinada ao consumo deve ser fervida ou filtrada (filtro <1 µm) de forma a remover os oocistos. Indivíduos com o sistema imunitário comprometido devem ter cuidados reforçados (Dhaliwal & Juyal, 2013).

### **2.2. Medicina preventiva em animais em cativeiro**

O desenvolvimento e aplicação de programas de medicina preventiva são particularmente importantes em animais selvagens em cativeiro, porque frequentemente é difícil diagnosticar e tratar doenças nestes animais e devem ter em consideração não só a manutenção da sua saúde, mas também da saúde pública (Backues et al., 2011; European Commission, 2015). Um programa de medicina preventiva num parque zoológico deve ter como objetivos: prevenir a entrada e disseminação de agentes patogénicos, manutenção da saúde dos animais da coleção e da saúde pública e evitar a dispersão de agentes patogénicos para o exterior do parque (ex. para a fauna selvagem endémica) (Carpenter, 2010).

De forma a prevenir a entrada de agentes patogénicos devem ser efetuados exames físicos e testes laboratoriais aos animais que vão entrar na coleção ainda no local de origem, para garantir que apenas animais saudáveis são admitidos (Backues et al., 2011). Os animais devem ser inspecionados à chegada como forma de detetar lesões, sinais de doença e avaliar a condição geral (European Commission, 2015) Todos os animais adquiridos devem

ser sujeitos a procedimentos de quarentena, devendo ser acomodados longe de outros animais da coleção por um período mínimo de 30 dias. Durante este período os animais são avaliados quanto ao bem-estar físico e psicológico, submetidos a exames clínicos e laboratoriais e tratados para endo e ectoparasitoses conforme o necessário e deve haver verificação e registo da identificação permanente do animal. Se houver alguma suspeita por parte do médico veterinário, o período de quarentena pode ser alargado, assim como se o animal se encontrar em *stress*, este período pode ser encurtado. O grau de separação deve ser o suficiente para evitar a transmissão de doenças infecciosas a animais suscetíveis, de preferência em instalações afastadas das áreas onde se encontram os animais da coleção. O acesso deve ser restrito para evitar o transporte de agentes patogénicos, e devem existir rotinas de higienização e desinfecção de calçado, roupa e equipamentos (Backues et al., 2011). O isolamento de animais doentes é também importante e deve ser efetuado quando há suspeita de doença infecciosa, ou quando é necessária supervisão ou cuidados continuados do animal em questão (European Commission, 2015).

As análises coprológicas devem ser executadas rotineiramente, em todos os indivíduos se possível ou por amostragem, de forma a detetar e tratar infeções parasitárias antes do aparecimento de sinais clínicos. O médico veterinário deve determinar a frequência e tipo de exames a efetuar consoante a história do parque e a suscetibilidade dos animais. As análises coprológicas devem ser repetidas posteriormente a qualquer tratamento antiparasitário para avaliar a sua eficácia (Backues et al., 2011).

Uma boa gestão dos animais e do ambiente é também de grande importância na redução de doenças parasitárias e de desenvolvimento de resistências aos antiparasitários. A remoção das fezes dos recintos é uma ação importante para diminuir a contaminação parasitária. A frequência com que é efetuada deve ter em conta a espécie animal em questão, por exemplo, em animais que defecam em pilhas como forma de marcação de território, a sua remoção excessiva pode provocar *stress*. O número de animais herbívoros por recinto deve ser o mais baixo possível uma vez que um encabeçamento elevado reduz a quantidade de pastagem disponível por indivíduo, aumenta a contaminação fecal e consequentemente a quantidade de formas parasitárias no ambiente e contribui para o aumento do *stress*. A rotação entre recintos de animais que não sejam suscetíveis aos mesmos parasitas pode reduzir a transmissão parasitária, porém deve apenas ser efetuada se os recintos permitirem o movimento dos animais com facilidade (Flach, 2008). A lavra e mobilização do terreno podem ser de grande utilidade na inviabilização de certas formas parasitárias, ao expô-las à luz solar (Cazapal-Monteiro et al., 2014). De forma a diluir a frequência dos genes resistentes aos antiparasitários, Fontenot e Miller (2012) recomendam a manutenção de uma população em refúgio (população parasitária não selecionada para resistência), que inclui formas parasitárias presentes em animais não sujeitos a tratamento, e ovos e larvas presentes nas pastagens. Nos animais domésticos a manutenção de uma população de

refúgio é reconhecida como uma estratégia importante no combate às resistências, ao permitir que animais com quadros subclínicos sejam hospedeiros de parasitas suscetíveis aos antiparasitários.

Os parques zoológicos são ambientes propícios à existência de pragas (como por exemplo roedores, insetos e pássaros) devido à grande disponibilidade de alimento, água e abrigos nestes locais. Estas pragas podem ser vetores ou reservatório de doenças infecciosas, incluindo parasitárias, que podem afetar os animais das coleções zoológicas, o pessoal e os visitantes. O controlo de pragas deve também fazer parte do programa de medicina preventiva (Kaandorp, 2012).

### **2.3. Controlo parasitário em animais em cativeiro**

O controlo de doenças parasitárias é geralmente dirigido ao parasita, à população suscetível ou a uma componente chave do ambiente, com o objetivo de reduzir a exposição e transmissão dos agentes infecciosos (Delahay, Smith & Hutchings, 2009). A atual crise de resistência a variados medicamentos demonstra que a total dependência de controlo parasitário químico não é uma estratégia viável, sendo importante a exploração de métodos alternativos (Fontenot & Miller, 2012; Madeira de Carvalho et al., 2016). A eliminação nas fezes de resíduos metabólicos com efeitos de ecotoxicidade na fauna (insetos coprófagos) e flora deve também ser incentivo para a pesquisa de métodos de desparasitação alternativos (Cazapal-Monteiro et al., 2014). O controlo parasitário deve ter como objetivo a manutenção de um equilíbrio parasitológico compatível com um risco muito baixo para a saúde animal e também para a saúde pública (Madeira de Carvalho et al., 2016).

#### **2.3.1. Antiparasitários**

O uso sensato de antiparasitários é pertinente pois os fármacos são um recurso limitado de grande valor, e devem ser utilizados de forma conservadora. As decisões de utilização destas substâncias devem ser baseadas na biologia e estádios biológicos dos parasitas, resistências, na relação hospedeiro-parasita e nas necessidades individuais dos animais, de forma a maximizar a eficácia dos tratamentos aplicados e simultaneamente retardar e minimizar o desenvolvimento de resistências (Flach, 2008). A escolha das moléculas e da posologia a utilizar no tratamento antiparasitário de animais em parques zoológicos é na maioria dos casos baseada na experiência ou em resultados de estudos efetuados nestes animais. De uma forma geral, as substâncias escolhidas devem atender a três critérios: serem de administração fácil (oral na maioria dos casos), terem uma boa margem de segurança e serem económicas. A escolha deve ser bem fundamentada, tendo em conta o parasitismo que queremos combater, as espécies a tratar, o modo de administração, possibilidade de toxicidade, odor e sabor do fármaco, entre outros fatores (Bandin, 2004).

O tratamento anti-helmíntico profilático é utilizado em muitos parques zoológicos como parte de um programa de medicina preventiva, porém este tipo de abordagem promove o

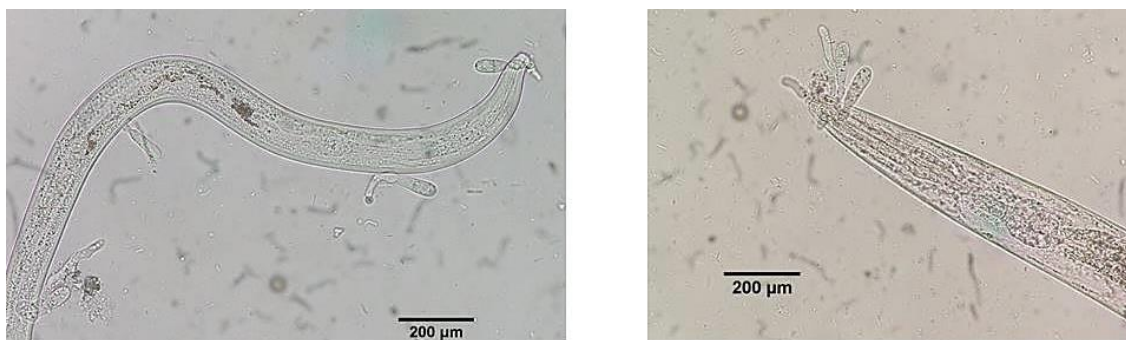
desenvolvimento de resistências. O desconhecimento das posologias apropriadas para as espécies exóticas, e a administração do fármaco em forma de alimento medicado, podem também favorecer o desenvolvimento de resistências devido à possibilidade de administração de doses de anti-helmíntico inferiores à eficaz (Flach, 2008). Para minimizar este efeito e para se obter o benefício máximo, proteger os animais suscetíveis e reduzir o número de ovos eliminados nas fezes, Flach (2008) sugere que os tratamentos devem ser efetuados em alturas específicas (por exemplo antes da época de partos). Já Fagiolini et al. (2010), consideram que a melhor abordagem no controlo parasitário nestes animais é a monitorização regular da intensidade das infeções (através de contagens de OPG) e o uso de tratamentos seletivos para animais com níveis de OPG mais elevados.

O antihelmíntico febendazol é frequentemente utilizado em animais de várias ordens em parques zoológicos, por ter uma grande margem de segurança, um amplo espectro e poder ser utilizado em fêmeas gestantes (Moudgil, 2015). Esta substância está aprovada pela FDA para tratamento de uma grande variedade de infeções causadas por nemátodes e céstodes em animais de zoo (Bowman, 2014). A segunda substância mais utilizada é a ivermectina, apesar de ter uma menor margem de segurança (Moudgil, 2015).

### 2.3.2. Fungos nematófagos e ovicidas

Uma forma de controlo parasitário biológico é a utilização de fungos que parasitam larvas e ovos de helmintes (Figura 19).

**Figura 19** Fungos nematófagos a invadir larvas de nemátodes de vida livre (originais).



Estes fungos são ubíquos, de distribuição global e estão normalmente presente nas fezes em quantidades diminutas. Esporos destes fungos podem ser incorporados na dieta dos animais (em alimento seco de forma a minimizar a humidade e a prevenir a esporulação prematura do fungo). Ao serem ingeridos, os esporos percorrem o trato digestivo e concentram-se nas fezes. Após a excreção, ocorre a germinação dos esporos com a formação de hifas que prendem e inativam as formas parasitárias. Como o desenvolvimento do fungo só se inicia no exterior do animal, este método não tem ação sobre os estádios adultos dos parasitas presentes no sistema digestivo do hospedeiro. O efeito é a redução de larvas e ovos no ambiente e consequente redução da reinfeção (Fontenot & Miller, 2012). A incorporação de esporos do fungo nematófago *Duddingtonia flagrans* e do fungo ovicida



*Mucor circinelloides* na dieta, na dose  $2 \times 10^6$ /Kg a cada 15 dias, mostrou ser uma alternativa eficaz aos antihelmínticos no controlo de nemátodes gastrointestinais em cervicapras e muflões (*Ovis musimon*), como observado no Parque Zoológico “Marcelle Natureza”, em Espanha (Cazapal-Monteiro et al., 2014; Riádigos et al., 2014). O efeito ovicida dos fungos *Mucor circinelloides*, *Paecilomyces lilacinus* e *Verticillium* sp. foi estudado em ovos de *Baylisascaris procyonis* e observaram-se reduções da viabilidade dos ovos de 53–69% com *Mucor circinelloides*, 45–62% com *Paecilomyces lilacinus* e 52–67% com *Verticillium* sp. (Cazapal-Monteiro et al., 2015). A adição dos fungos *Trichoderma* sp. e *Mucor circinelloides* a fezes de dromedário (*Camelus dromedarius*) e wapitis (*Cervus canadensis*) mostraram diminuir a viabilidade de ovos de *Capillaria* spp. e *Trichuris* sp. em 19% e 50% respetivamente (Cascón, Balán, Blanco & Sánchez-Andrade, 2017). Ensaio *in vitro* mostraram ação inviabilizante do fungo *Mucor circinelloides* sobre oocistos de *Eimeria* spp. e *Cystoisospora suis* e também sobre ovos de *Fasciola hepatica* e EGI (Cruz, 2015).

### 2.3.3. Óxido de Cobre

Este método, denominado em inglês de COWP – *Copper Oxide Wire Particles*, consiste na utilização de partículas de óxido de cobre como agente antihelmíntico. É um método com eficácia demonstrada em ruminantes domésticos reduzindo o número de OPG. As partículas de COWP ficam retidas nas pregas do abomaso e o baixo pH causa a libertação de grandes concentrações de íons de cobre solúveis, o que provoca a morte e/ou expulsão dos parasitas. A administração deve ser limitada a uma vez a cada 6 meses para minimizar o risco de toxicidade (Fontenot & Miller, 2012). A utilização deste método em artiodáctilos selvagens em cativeiro está a aumentar, mostrando sucesso no controlo parasitário destes animais (Wolfe, 2015). Fontenot, Kinney-Moscona, Kaplan e Miller (2008) estudaram os efeitos de bolus de COWP em 4 espécies de antílope (*Oryx dama*, *Hippotragus equinus*, *Antilope cervicapra* e *Damaliscus pygargus phillipsi*) parasitados por tricostrongilídeos e observaram a redução máxima do número de OPG aos 14 dias pós-tratamento ( $98\% \pm 7\%$ ) e  $90\% \pm 13\%$  aos 35 dias pós-tratamento, demonstrando ser um método de controlo eficiente na redução do parasitismo por tricostrongilídeos nestas espécies.

### 2.3.4. Taninos condensados

Os taninos são biopolímeros vegetais e são comumente divididos em hidrolisáveis e condensados em função da sua estrutura química. Os taninos hidrolisáveis estão normalmente presentes em baixas concentrações nas plantas e podem sofrer facilmente hidrólise pela digestão, o que converte esses biopolímeros em metabolitos, alguns deles tóxicos e associados a hemorragias gastro-entéricas e necrose do fígado e rins. Os taninos condensados não são suscetíveis a hidrólise e como consequência não são absorvidos pelo trato gastro intestinal e têm a capacidade de formar complexos com variadas moléculas (celulose, amido, sais de metais pesados, proteínas, entre outros) (Beelen, Filho & Beelen,

2008). O mecanismo de ação dos taninos condensados como antiparasitários é ainda pouco conhecido, mas a pesquisa aponta para a ligação direta dos taninos condensados à cutícula do parasita causando disfunção ou por via indireta, melhorando a absorção de aminoácidos e estimulando o sistema imunitário. Também parece haver ligação dos taninos condensados aos ovos e larvas em desenvolvimento nas fezes, limitando a reinfeção. Estudos indicam que plantas que contêm tanino condensados, tais como *Lotus corniculatus*, *Lotus uliginosus*, *Onobrychis viciifolia*, *Hedysarum coronarium* e *Lespedeza cuneata*, são úteis no controle de parasitoses gastrointestinais em ovelhas e cabras, e uma dieta composta de 75% de *Sericea lespedeza* em pellets durante um período de 2-4 semanas ou em forragem durante um período de 7-8 semanas resulta em reduções do número de OPG em 50% (Fontenot & Miller, 2012). Hoskin, Wilson, Barry, Charleston e Waghorn (2000) mostraram que em veados vermelhos (*Cervus elaphus*) uma dieta contendo taninos condensados estava relacionada com menores cargas parasitárias.

## IV. Estudo

### 1. Objetivos

O presente estudo focou-se nos mamíferos da Quinta dos Plátanos, abrangendo 17 espécies de animais: *Equus asinus* (burro), *Capra aegagrus hircus* (cabra-anã), *Canis lupus familiaris* (cão doméstico), *Equus ferus caballus* (cavalo), Antilope *cervicapra* (cervicapra), *Nasua nasua* (quati-de-cauda-anelada), *Mephitis mephitis* (doninha fedorenta), *Tragelaphus oryx* (elande comum), *Mustela putorius furo* (furão doméstico), *Dama dama* (gamo), *Procyon lotor* (guaxinim), *Bos grunniens* (iaque doméstico), *Lama glama* (lama), *Dolichotis patagonum* (lebre da Patagónia), *Mungos mungo* (mangusto listado), *Ovis aries* (ovelha) e *Macropus rufogriseus rufogriseus* (wallaby de Bennett). Foi dada especial importância às espécies de mamíferos exóticos, tendo em conta a escassez de estudos acerca destas espécies. Os objetivos da presente dissertação foram:

1. A realização de um rastreio de parasitas gastrointestinais e pulmonares nos mamíferos desta coleção zoológica.
2. A identificação e quantificação dos parasitas presentes através de técnicas de coprologia.
3. A avaliação do potencial zoonótico dos parasitas encontrados e a sua relevância para a saúde pública.
4. Identificar falhas no controlo parasitário da QP e procurar soluções que promovam a saúde animal e saúde pública neste espaço.
5. Contribuir para o aumento do conhecimento da fauna parasitária presente nestas espécies de mamíferos, com especial destaque para as espécies exóticas e menos estudadas.

### 2. Material e métodos

#### 2.1. Caracterização do local de estudo

Localizada no distrito de Santarém, no concelho de Abrantes, a Quinta dos Plátanos é uma propriedade privada com uma área aproximada de 7,5 hectares. Há um cuidado a tempo inteiro do local em termos de alimentação dos animais, limpeza e manutenção de estruturas, a cargo dos funcionários. A propriedade está dividida em vários setores como pode ser observado na figura 20.

**Figura 20** Planta da Quinta dos Plátanos



1. Zona de pastagem e floresta
2. Zona habitacional
3. Recinto dos flamingos
4. Recinto do wallaby de Bennett
5. Cercado das avestruzes e aves de capoeira
6. Recintos dos carnívoros e das lebres da Patagónia
7. Espécies de aves aquáticas
8. Zona de pasto dos burros e ovelhas
9. Zona de pasto do cavalo
10. Cercado dos cervicapra
11. Cercado dos elandes
12. Jaulas de quarentena
13. Clínica

Os guaxinins e quatis-de-cauda-anelada encontravam-se em jaulas de rede totalmente cobertas e com chão de terra batida. Os recintos das doninhas fedorentas, furão e lebres-da-Patagónia tinham também chão de terra batida e paredes de cimento a rodear e a dividir os espaços das diferentes espécies animais. Os elandes e os cervicapras encontravam-se em cercados, num extremo da propriedade. O dos elandes tinha solo de terra ligeiramente arenosa, sem vegetação; já no dos cervicapras existia pasto, arbustos e algumas árvores. Os gamos, iaques, lamas e cabras anãs ocupavam a maior das divisões, que compreendia uma zona de floresta e outra de pastagem. O cavalo e os burros tinham duas zonas de pastagem que partilhavam com as ovelhas. O wallaby de Bennet encontrava-se isolado num recinto, vizinho às áreas das aves de capoeira, avestruzes e flamingos do Chile.

### 2.1.1. Coleção zoológica

A coleção zoológica da QP é composta por uma variedade de animais exóticos e domésticos, com mamíferos, aves e répteis. A tabela 14 identifica as várias espécies animais que fazem parte desta coleção.

**Tabela 14** Espécies animais da Quinta dos Plátanos

Aves	
Avestruz ( <i>Struthio camelus</i> )	Papagaio Ecletus ( <i>Eclectus roratus</i> )
Cisne ( <i>Cygnus olor</i> )	Pato-ferrugíneo ( <i>Tadorna ferrugínea</i> )
Cisne-trompeteiro ( <i>Cygnus buccinator</i> )	Pato Mandarin ( <i>Aix galericulata</i> )
Ema ( <i>Dromaius novaehollandiae</i> )	Pato Real ( <i>Anas platyrhynchos</i> )
Faisão dourado ( <i>Chrysolophus pictus</i> )	Patos trombeteiros ( <i>Anas clypeata</i> )
Faisão prateado ( <i>Lophura nycthemera</i> )	Pavão ( <i>Pavo cristatus</i> )
Flamingo do Chile ( <i>Phoenicopterus chilensis</i> )	Periquito Inglês ( <i>Melopsittacus undulatus</i> )
Galinha ( <i>Gallus gallus domesticus</i> )	Pombo doméstico ( <i>Columba livia domestica</i> )
Gansos do Canadá ( <i>Branta canadensis</i> )	Rola diamante ( <i>Geopelia cuneata</i> )
Grou corado ( <i>Balearica pavonina</i> )	Rola turca ( <i>Streptopelia decaocto</i> )
Íbis-preto ( <i>Plegadis falcinellus</i> )	Patos carolinos ( <i>Aix sponsa</i> )
Íbis-sagrada ( <i>Threskiornis aethiopicus</i> )	Tadornas paraíso ( <i>Tadorna variegata</i> )
Mutum grande ( <i>Crax rubra</i> )	Ganso do Egito ( <i>Alopochen aegyptiacus</i> )
Nandu ( <i>Rhea americana</i> )	Rosela Eximius ( <i>Platycercus eximius</i> )
Mamíferos	
Burro ( <i>Equus africanus asinus</i> )	Furão doméstico ( <i>Mustela putorius furo</i> )
Cabra anã ( <i>Capra aegagrus hircus</i> )	Gamo ( <i>Dama dama</i> )
Wallaby de Bennet ( <i>Macropus rufogriseus rufogriseus</i> )	Guaxinim ( <i>Procyon lotor</i> )
Cão ( <i>Canis lupus familiaris</i> )	Iaque ( <i>Bos grunniens</i> )
Cão da pradaria ( <i>Cynomys ludovicianus</i> )	Porquinho da Índia ( <i>Cavia porcellus</i> )
Cavalo ( <i>Equus ferus caballus</i> )	Lama ( <i>Lama glama</i> )
Cervicapra ( <i>Antilope cervicapra</i> )	Lebre da Patagónia ( <i>Dolichotis patagonum</i> )
Quati-de-cauda-anelada ( <i>Nasua nasua</i> )	Mangusto listado ( <i>Mungos mungo</i> )
Doninha fedorenta ( <i>Mephitis mephitis</i> )	Ovelha ( <i>Ovis aries</i> )
Elande ( <i>Taurotragus oryx</i> )	Ratazana doméstica ( <i>Rattus norvegicus</i> )
Répteis	
Piton real ( <i>Python regius</i> )	Tartaruga da Flórida ( <i>Trachemys scripta elegans</i> )
Tartaruga aquática ( <i>Pelomedusa subrufa</i> )	Tartaruga terrestre ( <i>Centrochelys sulcata</i> )

### 2.1.2. Clima

O concelho de Abrantes tem um clima temperado húmido, com verões quentes e secos e invernos com pluviosidade elevada. A temperatura média do concelho é 16,4 °C, o mês mais quente é agosto, com 23,5 °C de temperatura média e o mês mais frio é janeiro, com uma temperatura média de 10,2 °C. A média anual de pluviosidade é 773 mm, sendo janeiro o mês mais chuvoso e agosto o mês mais seco (Climate-Data, 2017). As amostras foram colhidas entre setembro de 2015 e fevereiro de 2016, o correspondente ao outono de 2015 e inverno de 2015/2016. Tanto o boletim de outono de 2015 como o de inverno 2015/2016 do IPMA informam que em ambas as estações se verificaram temperaturas médias

superiores ao normal em todo o território nacional com especial destaque para o inverno 2015/2016 que foi o mais quente dos últimos 18 anos. A precipitação em ambas as estações esteve muito próxima dos valores normais.

## 2.2. Caracterização da população amostrada

A população alvo deste estudo foram os mamíferos da QP. Foram recolhidas 106 amostras fecais de cerca de 60 animais. Todos os indivíduos eram adultos e aparentemente saudáveis. A distribuição do número de amostras colhidas pelas espécies estudadas encontra-se na tabela 15. A contagem exata do número de ovelhas não foi possível devido ao elevado número de animais e pela dispersão destes pela área de pastagem. A contagem rigorosa dos guaxinins foi impossibilitada porque os animais permaneciam no interior dos ninhos.

Foram também incluídas neste estudo as necrópsias de duas doninhas fedorentas, uma lebre da Patagónia e um guaxinim.

**Tabela 15** Distribuição das amostras fecais recolhidas pelas espécies estudadas

Ordem	Espécie animal	Número de indivíduos	Número de amostras
<b>Artiodactyla</b>	Cabra anã	7	9
	Cervicapra	3	6
	Elande comum	2	8
	Gamo	5	9
	Iaque	2	6
	Lama	3	7
	Ovelha	>10	5
<b>Carnivora</b>	Doninha fedorenta	4	9
	Cão	4	5
	Furão doméstico	1	2
	Guaxinim	>5	10
	Mangusto listado	2	4
	Quati-de-cauda-anelada	4	9
<b>Diprotodontia</b>	Wallaby de Bennett	1	2
<b>Perissodactyla</b>	Burro	2	5
	Cavalo	1	1
<b>Rodentia</b>	Lebre da Patagónia	4	9

A maioria dos animais não era sujeita a qualquer programa de desparasitação interna, sendo esta realizada apenas no cavalo, burros, cães, ovelhas e cabras anãs. Os cães eram desparasitados com comprimidos com praziquantel, emboato de pirantel e febendazol, os equídeos com ivermectina e pamoato de pirantel em pasta oral, e os pequenos ruminantes eram desparasitados com febendazol em pasta oral. Desparasitações pontuais eram realizadas consoante a oportunidade, quando os animais eram sujeitos a outras intervenções médico-veterinárias.

### **2.3. Recolha, transporte e acondicionamento das amostras**

As amostras fecais foram colhidas a partir do solo dos recintos dos respetivos animais, sendo selecionadas as fezes mais isoladas e com aspeto mais fresco, de forma não haver mistura de fezes de diferentes espécies. Em recintos com mais do que uma espécie animal presente, as fezes foram identificadas com o auxílio de um funcionário. Após a sua colheita, as amostras foram acondicionadas em sacos de plástico transparente, identificadas com a data, a espécie e um número correspondente à quantidade de amostras recolhidas da respetiva espécie. As amostras foram armazenadas no frigorífico a uma temperatura de 4 °C até ao transporte, em mala térmica, para o Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da FMV-ULisboa, onde foram processadas.

### **2.4. Técnicas laboratoriais**

#### **2.4.1. Método de McMaster**

O método de McMaster é utilizado para fazer uma análise quantitativa do número de ovos por grama (OPG) presente nas amostras fecais. A execução da técnica consiste em homogeneizar 2 g de fezes em 28 ml de solução saturada de sacarose, filtrar a suspensão obtida para um copo de laboratório e rapidamente encher as duas células da câmara de McMaster (Figura 21). Por estarem suspensos num líquido de densidade elevada os ovos vão flutuar e aderir à face inferior da lâmina superior da câmara, onde está desenhada uma grelha, possibilitando a sua contagem ao microscópio óptico composto (MOC), numa ampliação de 100x. Para calcular o número de OPG é somado o número de ovos contados nas duas células, multiplicando pelo fator 50. Como esta técnica tem um limiar mínimo de deteção de 50 OPG, nos casos em que não se observou nenhum ovo na câmara de McMaster os resultados são apresentados como <50 OPG. Se os resultados das técnicas qualitativas forem também negativos a amostra pode ser considerada negativa (Thienpont et al., 1986; Madeira de Carvalho, 2001).

**Figura 21** Câmara de McMaster com conteúdo (original).



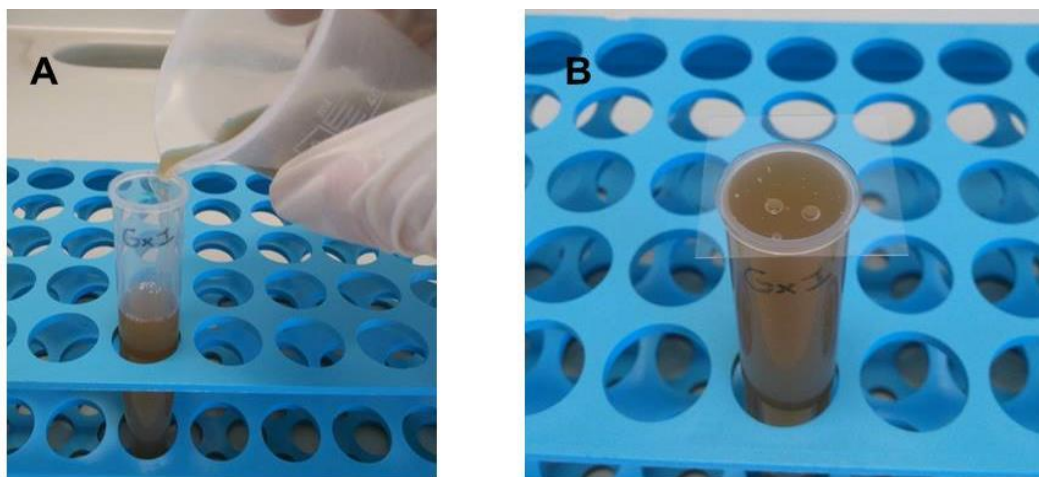
#### **2.4.2. Técnica de Flutuação pelo Método de Willis**

A técnica de flutuação pelo método de Willis permite a avaliação qualitativa das formas parasitárias menos densas da amostra fecal, através da sua flutuação num líquido de

densidade elevada, no presente estudo foi utilizada solução saturada de sacarose (Urquhart, Armour, Duncan, Dunn, & Jennings, 1996) (Figura 22). A execução da técnica consiste em:

1. Homogeneizar com uma vareta cerca de 2 g de fezes em solução saturada de sacarose.
2. Filtrar a suspensão através de um coador para um tubo de ensaio utilizando um funil, até se formar um menisco convexo no topo do tubo.
3. Colocar de imediato uma lamela no topo do tubo de ensaio.
4. Aguardar cerca de 15 minutos que as formas parasitárias flutuem na solução e adiram à lamela.
5. Retirar cuidadosamente a lamela e colocá-la numa lâmina de vidro.
6. Observar ao MOC.

**Figura 22** Flutuação pelo método de Willis **A)** preenchimento do tubo de ensaio; **B)** colocação de uma lamela no topo do tubo (originais).

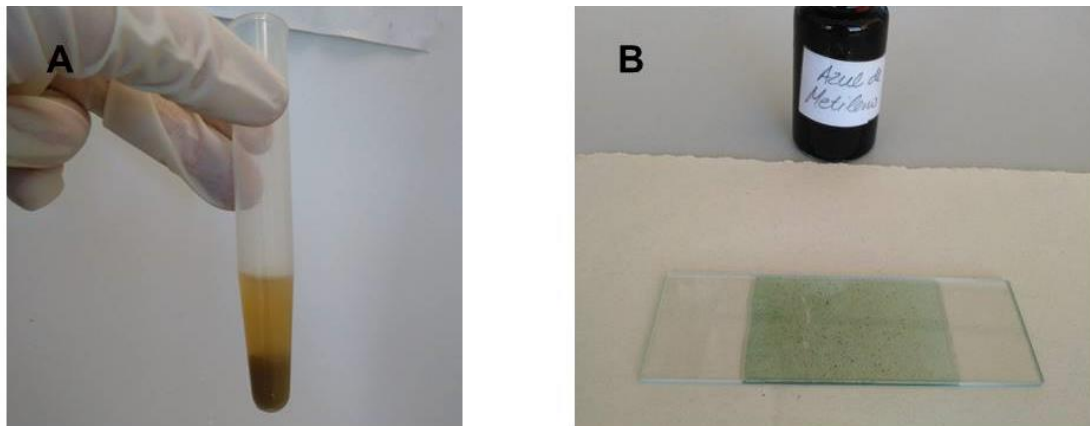


#### **2.4.3. Técnica de sedimentação natural**

Aproveitando a técnica de flutuação, retira-se o sobrenadante do tubo de ensaio e com uma pipeta de Pasteur recolhem-se algumas gotas de sedimento que se colocam numa lâmina de vidro. Adiciona-se uma gota de corante azul de metileno ao sedimento, homogeneizando (Figura 23). O corante torna o sedimento azul, mas não penetra nos ovos dos parasitas facilitando a sua observação devido ao contraste criado. Coloca-se uma lamela sobre o sedimento e observa-se ao MOC numa ampliação de 100x (Urquhart et al., 1996; Santos, 2013).



**Figura 23** Técnica de sedimentação natural **A)** Sedimento no fundo do tubo de ensaio; **B)** Utilização de Azul de Metileno para corar o sedimento (originais).



#### **2.4.4. Esfregaço fecal corado pelo método de Ziehl-Neelsen modificado**

Após homogeneizar a amostra, adicionando se necessário 1-2 gotas de água, coloca-se uma vareta de vidro em contacto com as fezes, e com a pequena quantidade que adere à vareta distribui-se uma camada homogênea e fina sobre uma lâmina de vidro. Coloca-se a lâmina sobre um suporte metálico e deixa-se secar ao ar durante 24 h. Quando o esfregaço está seco é efetuado o protocolo de coloração de Ziehl-Neelsen modificado, segundo os passos apresentados (Casemore, Armstrong & Sands, 1985) (Figura 24).

1. Fixar a amostra com metanol durante 1 minuto.
2. Corar com fucsina durante 10 minutos.
3. Proceder à lavagem da lâmina com água corrente.
4. Lavar com álcool clorídrico a 1%.
5. Lavar novamente a lâmina com água corrente.
6. Corar com verde malaquite a 0,4% durante 30 segundos.
7. Finalizar com lavagem da lâmina com água corrente.

Após a execução do protocolo de coloração deixa-se secar a lâmina ao ar durante 24 h. Depois de seca pode ser observada ao MOC com objetiva de 100x e óleo de imersão, para pesquisa de oocistos de *Cryptosporidium* spp. e quistos de *Giardia* spp.

**Figura 24** Realização de um esfregaço fecal. As setas pretas indicam o movimento da vareta sobre a lâmina. (original).

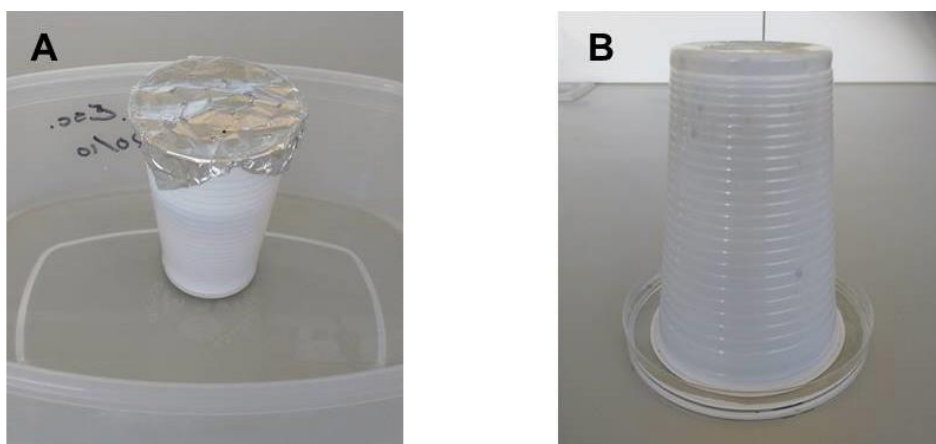


#### **2.4.5. Coprocultura**

Devido à grande semelhança que se observa entre os ovos de EGI, e de forma a ser possível a identificação mais precisa do tipo de parasitismo presente, foram realizadas coproculturas com as amostras fecais dos animais herbívoros. A coprocultura é uma técnica que consiste em fornecer as condições necessárias à eclosão dos ovos existentes nas amostras, e ao desenvolvimento das larvas até ao estágio infetante de 3º estágio (L3) (Madeira de Carvalho, 2001). Devido a não existirem chaves dicotómicas específicas para os animais estudados as L3 obtidas foram identificadas segundo van Wyk e Mayhew (2013), Gibbons, Jacobs, Fox e Hansen (2012) e Madeira de Carvalho, Fazendeiro e Afonso-Roque (2008). As coproculturas foram executadas da seguinte forma (Figura 25):

1. Colocou-se uma quantidade de fezes homogeneizadas em copos de vidro ou de plástico, tendo o cuidado de criar um orifício no centro da amostra fecal, para permitir uma boa oxigenação. Cobriu-se cada copo com uma porção de folha de alumínio perfurada para possibilitar a entrada de ar.
2. Os copos foram colocados num tabuleiro parcialmente preenchido com água, de forma a garantir um nível de humidade elevado (idealmente 70-80%). O tabuleiro com os copos foi colocado numa estufa à temperatura de 26-28 °C durante 11 a 14 dias.
3. Após o tempo de incubação os copos foram retirados da estufa, preenchidos com água e invertidos sobre uma placa de Petri. A placa de Petri foi preenchida com água até ao bordo e colocada em repouso por 24 h.
4. Com o auxílio de um funil, verteu-se o líquido contido na placa de Petri para um tubo de ensaio, que foi deixado a repousar durante alguns minutos, de forma a haver sedimentação natural das larvas.
5. Com uma pipeta de Pasteur recolheram-se umas gotas do fundo do tubo e colocaram-se entre lâmina e lamela para observação ao MOC.

**Figura 25** Realização da técnica de coprocultura. **A)** Copo de coprocultura num tabuleiro com água, antes de ser colocado na estufa **B)** Copo invertido sobre a placa de Petri com água até ao bordo para extração de L3 (originais).



#### **2.4.6. Técnica de Baermann**

A técnica de Baermann é realizada para separar as larvas L1 das fezes e é utilizada frequentemente para diagnóstico de parasitoses pulmonares (Zajac & Conboy, 2012). As larvas recuperadas foram identificadas de acordo com van Wyk, Cabaret e Michael (2004). A técnica desenvolvida compreendeu os seguintes passos (Figura 26):

1. Uma quantidade de fezes frescas, com o tamanho aproximado de uma noz, é envolvida em gaze, e suspensa no topo de um copo cónico.
2. O copo é então preenchido com água tépida, até que as fezes envolvidas em gaze fiquem totalmente submersas.
3. Aguarda-se 24 h para que as larvas L1 migrem a partir das fezes e se depositem no fundo do copo.
4. Elimina-se o conjunto das fezes e gaze e o sobrenadante.
5. Com uma pipeta de Pasteur retiram-se umas gotas do fundo do copo e colocam-se entre lâmina e lamela para observação ao MOC.

**Figura 26** Copo cônico com amostra fecal submersa (original).



#### **2.4.7. Processamento dos nemátodes adultos**

Após a colheita dos parasitas adultos, nas amostras de fezes ou em necrópsia, estes foram lavados com água corrente para remover detritos, sendo de seguida colocados em frascos com álcool a 70%. Para se proceder à observação das suas estruturas internas, os parasitas foram inicialmente esclarecidos com lactofenol d'Amman e depois colocados entre lâmina e lamela para serem visualizados ao MOC. (Figura 27). Para a obtenção de secções transversais, para observação do suporte cervical, os nemátodes adultos (já esclarecidos) foram congelados a -18 °C durante 24 h. Após este período, foram rapidamente seccionados com uma lâmina de bisturi, a cerca de 6 mm das peças bucais, sendo obtidas fatias de superfície circular muito finas, que foram colocadas entre lâmina e lamela para observação ao MOC.

**Figura 27** Nemátodes adultos imersos em lactofenol d'Amman (original).



#### **2.4.8. Necrópsias**

Foram efetuadas necrópsias de duas doninhas fedorentas, um guaxinim e uma lebre da Patagónia. As necrópsias foram executadas segundo o protocolo utilizado na FMV-ULisboa, proposto por Faustino et al. (2016).

### 2.4.9. Análise estatística

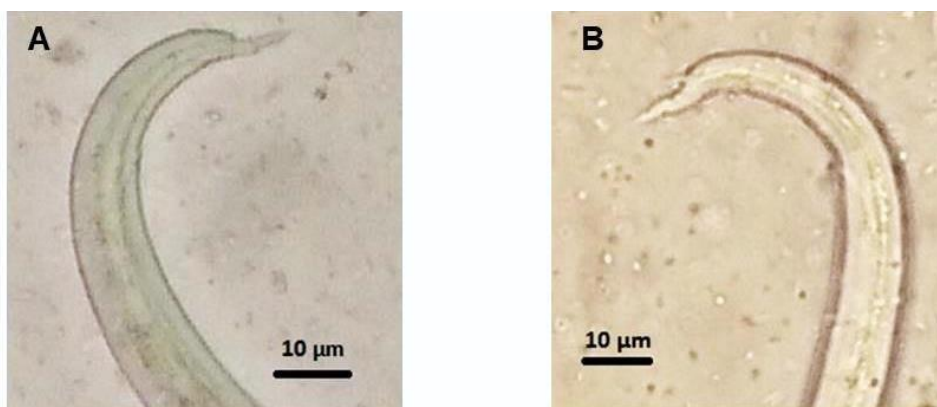
Os dados obtidos foram organizados com recurso ao programa Excel 2010. Utilizou-se a ferramenta Epi Tools (<http://epitools.ausvet.com.au>) para fazer o cálculo das prevalências e também do intervalo de confiança de 95% pelo método de Wilson.

## 3. Resultados

### 3.1. Parasitas pulmonares

Com recurso à técnica de Baermann foram observados parasitas pulmonares em 6,6% (7/106) [IC95%: 3-13%] das amostras, tendo sido verificados apenas nas amostras das cabras anãs. Das amostras desta espécie, 78% (7/9) [IC95%: 45-94%] apresentavam infeção por parasitas pulmonares (Figura 28). Foram encontradas larvas de *Muellerius* sp. em todas as amostras positivas. As L1 de *Cystocaulus* sp. foram observadas em duas amostras, correspondendo a uma prevalência de 22,2% (2/9) [IC95%: 6-55%]. As infeções pulmonares mistas foram encontradas em 28,6% (2/7) [IC95%: 8-64%] das amostras positivas.

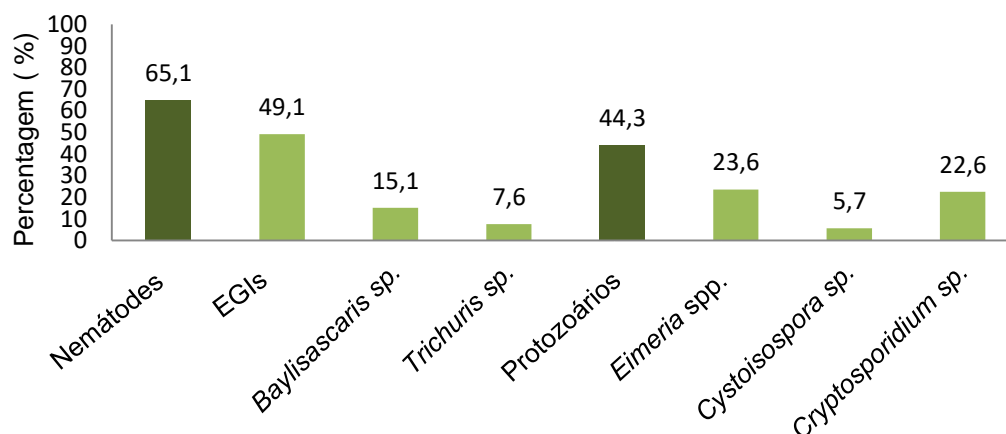
**Figura 28** Pormenores das extremidades posteriores das L1 de *Cystocaulus* sp. (A) e *Muellerius* sp. (B) (originais).



### 3.2. Parasitas gastrointestinais

Do total de 106 amostras, 80,2% (85/106) [IC95%: 72-87%] apresentaram pelo menos uma forma parasitária. Os parasitas mais frequentemente observados foram os helmintes com uma prevalência de 65,1% (69/106) [IC95%: 56-74%], e destes apenas foram observados nemátodes. Os protozoários tiveram uma prevalência de 44,3% (47/106) [IC95%: 35-53%]. As infeções mistas constituíram 52,9% (45/85) [IC95%: 42-63%] das amostras positivas e infeções com apenas um agente constituíram 47,1% (40/85) [IC95%: 37-58%]. No gráfico 1 podem ser observados os resultados globais da pesquisa de parasitas gastrointestinais.

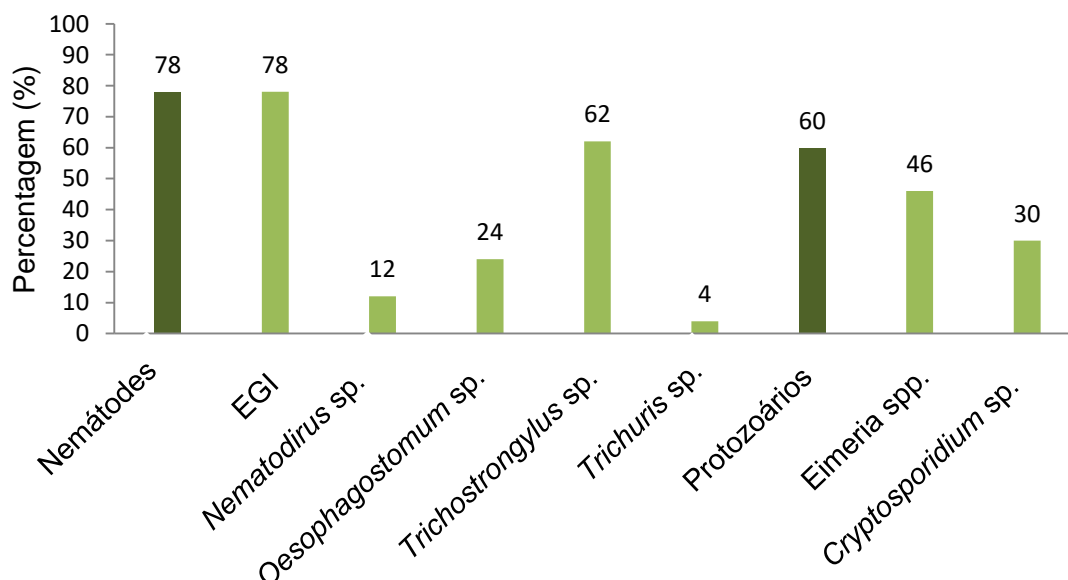
**Gráfico 1** Resultados globais da pesquisa de parasitas gastrointestinais



### 3.2.1. Parasitas observados nos animais da ordem Artiodactyla

Das 50 amostras de animais da ordem Artiodactyla 88% (44/50) [IC95%: 76-94%] foram positivas para parasitas gastrointestinais. O tipo de infecção mais frequente foi a infecção por nemátodes e foi observada em 78% (39/50) [IC95%: 65-87%] das amostras. Infecções por protozoários foram encontradas em 60% (30/50) [IC95%: 46-72%] das amostras. Infecções mistas foram notadas em 70,5% (31/44) [IC95%: 56-81%] das amostras positivas desta ordem. O gráfico 2 mostra os géneros de parasitas e respetivas prevalências observados nos animais desta ordem.

**Gráfico 2** Parasitas e respetivas prevalências observados nos animais da ordem Artiodactyla



Na tabela 16 podem ser encontradas as médias das contagens de OPG para as espécies da ordem Artiodactyla. Estas contagens correspondem ao número de ovos de EGI encontrados nas amostras, tendo sido este o único tipo de ovos observados através do método de McMaster nestas espécies.



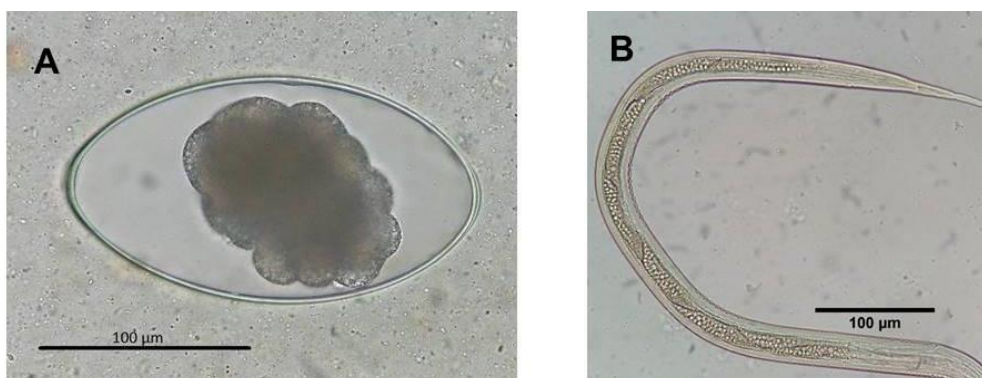
**Tabela 16** Contagens médias de OPG das espécies da Ordem Artiodactyla

Espécie animal	OPG (média)
Cabra anã	333
Cervicapra	733
Elande comum	38
Gamo	105
laque	<50
Lama	136
Ovelha	50

#### 3.2.1.1. Cervicapra

Todas as amostras dos cervicapras foram positivas para parasitas gastrointestinais, ou seja a prevalência foi de 100% (6/6) [IC95: 61-100%]. Os nemátodes estavam presentes na totalidade das amostras desta espécie, tendo sido observados ovos de EGI em todas as amostras e ovos de *Nematodirus* spp. em 67% (4/6) [IC95%: 30-90%] (Figura 28A e 30). O único protozoário detetado foi *Cryptosporidium* sp., observado em 50% (3/6) [IC95%: 19-81%] dos esfregaços fecais (Figura 33). Pela técnica de coprocultura foram obtidas larvas de *Trichostrongylus* spp. em 100% (6/6) [IC95: 61-100%] das amostras, e larvas de *Nematodirus* spp. em 17% (1/6) [IC95%: 3-56%]. A proporção das larvas de *Trichostrongylus* spp. na totalidade das larvas observadas foi de 99% (224/227) [IC95%: 96-100%], e de *Nematodirus* spp. foi de 1% (3/227) [IC95%: 0-4%] (Figura 29B e 30B).

**Figura 29** Ovo (A) e L3 (B) de *Nematodirus* spp. (originais).

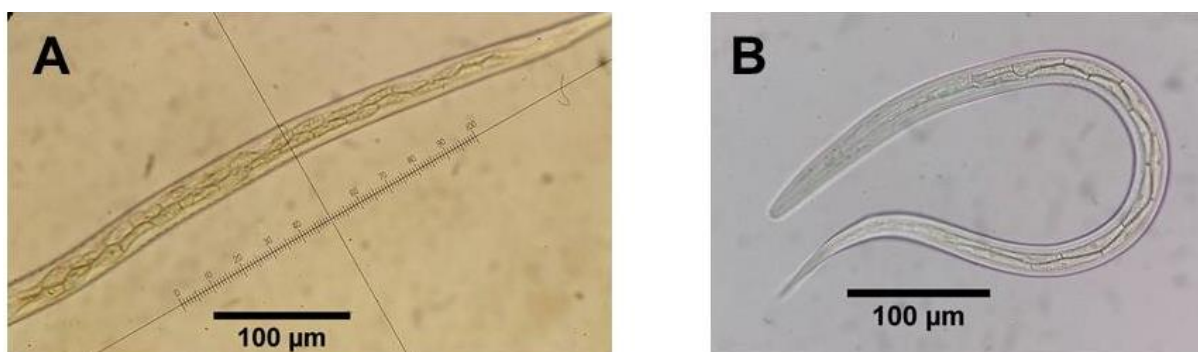


#### 3.2.1.2. Cabra anã

Na totalidade das amostras recolhidas de cabras anãs estavam presentes parasitas gastrointestinais, tendo sido observadas formas parasitárias tanto de nemátodes como de protozoários em 100% (9/9) [IC95%: 70-100%] das amostras. Pela técnica de flutuação pelo método de Willis foram observados ovos de EGI e oocistos de *Eimeria* spp. em todas as amostras (Figura 31 e 33). Ovos de *Nematodirus* spp. foram observados numa das amostras 11% (1/9) [IC95%: 2-44%] (Figura 29A). Através da técnica de coprocultura foram recuperadas larvas de *Oesophagostomum* spp. em 78% (7/9) [IC95%: 45-94%] e de *Trichostrongylus* spp. em 100% (9/9) [IC95%: 70-100%] das amostras. A proporção de

larvas de *Trichostrongylus* spp. na totalidade das larvas observadas foi de 80% (210/261) [IC95%: 75-85%], e de *Oesophagostomum* spp. foi de 20% (51/261) [IC95%: 15-25%] (Figura 30). Oocistos de *Cryptosporidium* spp. foram observados em 44% (4/9) [IC95%: 19-73%] dos esfregaços fecais (Figura 34).

**Figura 30** L3 de *Oesophagostomum* spp. (A) e de *Trichostrongylus* spp. (B) (originais).



### 3.2.1.3. Elande Comum

A prevalência de amostras positivas nesta espécie animal foi 87,5% (7/8) [IC95%: 53-98%]. Amostras positivas para nemátodes apresentaram uma prevalência de 50% (4/8) [IC95%: 22-78%] e apenas foram observados ovos de EGI. Apesar de terem sido encontrados ovos de EGI pelos métodos de flutuação não foram recuperadas larvas nas coproculturas. As amostras infetadas com protozoários apresentaram uma prevalência de 87,5% (7/8) [IC95%: 53-98%]. Foram detetados oocistos de *Eimeria* spp. em 75% (6/8) [IC95%: 41-93%] das amostras e oocistos de *Cryptosporidium* spp. em 50% (4/8) [IC95%: 22-78%] (Figuras 33 e 34).

### 3.2.1.4. Gamo

Em todas as amostras obtidas desta espécie animal foram observadas formas parasitárias, ou seja, a prevalência foi de 100% (9/9) [IC95%: 70-100%]. Infecções por nemátodes foram observadas em 88,9% (8/9) [IC95%: 57-98%] das amostras, e os ovos de EGI estavam presentes em todas as amostras positivas (Figura 31). Através da técnica de coprocultura foram recuperadas larvas de *Trichostrongylus* spp. em 77,8% (7/9) [IC95%: 45-94%] das amostras, e de *Oesophagostomum* spp. em 55,6% (5/9) [IC95%: 27-81%]. A proporção de larvas de *Trichostrongylus* spp., no número total de larvas, foi de 66,1% (76/115) [IC95%: 57-74%] e de *Oesophagostomum* spp. foi 33,9% (39/115) [IC95%: 26-43%] (Figura 30). A prevalência de amostras positivas para protozoários foi 56% (5/9) [IC95%: 27-81%]. Oocistos de *Eimeria* spp. foram observados em 22,2% (2/9) [IC95%: 6-55%] das amostras. Oocistos de *Cryptosporidium* spp. foram observados em 44,4% (4/9) [IC95%: 19-73%] dos esfregaços fecais (Figura 33 e 34).



### 3.2.1.5. Iaqué

A prevalência de amostras positivas nesta espécie animal foi 33,3% (2/6) [IC95%: 10-70%] e as únicas formas parasitárias observadas foram ovos de EGI (Figura 31). Apesar da observação destes ovos as coproculturas foram negativas.

**Figura 31** Ovo de estrongilídeo gastrointestinal (original).



### 3.2.1.6. Lama

A totalidade das amostras desta espécie apresentava parasitismo gastrointestinal, sendo a prevalência de 100% (7/7) [IC95%: 65-100%]. Pelo método de flutuação foram observados ovos de EGI em todas as amostras, e pela técnica de coprocultura foram obtidas larvas de *Trichostrongylus* spp. também em todas as amostras. Ovos de *Trichuris* sp. (Figura 32) foram observados em 28,6% (2/7) [IC95%: 8-64%] das amostras (Figuras 30 a 32). A prevalência de infecções por protozoários foi 28,6% (2/7) [IC95%: 8-64%], sendo *Eimeria* spp. o único protozoário observado (Figura 33).

**Figura 32** Ovo de *Trichuris* spp. (original).



### 3.2.1.7. Ovelha

A prevalência de amostras positivas para parasitas gastrointestinais foi 80% (4/5) [IC95%: 38-96%]. Infecções por protozoários, nomeadamente *Eimeria* spp. (Figura 33) foram as mais frequentes, estando presentes na totalidade das amostras positivas. Os nemátodes foram observados em 60% (3/5) [IC95%: 23-88%] das amostras. Foram observados ovos de EGI em todas as amostras positivas para nemátodes e de *Nematodirus* spp. em 20% (1/5)

[IC95%: 4-62%] das amostras. Pela técnica de coprocultura foram recolhidas larvas de *Trichostrongylus* spp. em 40% (2/5) [IC95%: 12-77%] das amostras (Figuras 29 a 31 e 33).

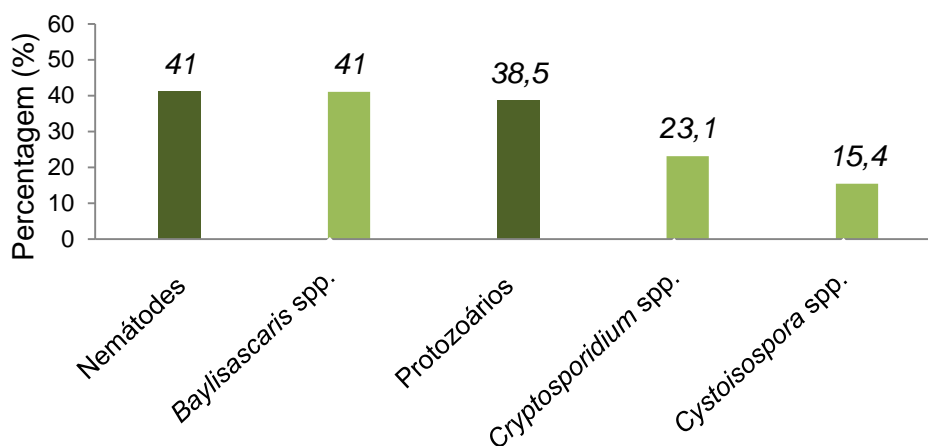
**Figura 33** Oocisto esporulado de *Eimeria* spp.(original).



### 3.2.2. Parasitas observados nos animais da ordem Carnivora

Quanto aos animais da ordem Carnivora, das 39 amostras recolhidas 69,2% (27/39) [IC95%: 54-81%] foram positivas para parasitas gastrointestinais. Foram encontrados nemátodes em 41% (16/39) [IC95%: 27-57%] das amostras, e protozoários em 38,5% (15/39) [IC95%: 25-54%] das amostras. Infecções mistas foram observadas em 14,8% (4/27) [IC95%: 6-33%] das amostras positivas desta ordem. O gráfico 3 mostra os géneros de parasitas e respectivas prevalências observados nos animais da ordem Carnivora.

**Gráfico 3** Parasitas e respectivas prevalências observados nos animais da ordem Carnivora



Os números de OPG médio para as espécies da ordem Carnivora podem ser verificados na tabela 17. Apenas foram observados ovos nas amostras de doninhas fedorentas e guaxinins, correspondendo estes a parasitas do género *Baylisascaris*.

**Tabela 17** Contagens médias de OPG das espécies da ordem Carnivora

Espécie animal	OPG (média)
Cão doméstico	0
Quati-de-cauda-anelada	0
Doninha fedorenta	18844
Furão	0
Guaxinim	970
Mangusto listado	0

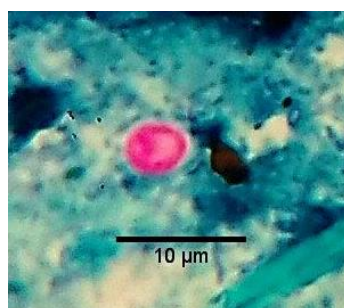
#### 3.2.2.1. Cão doméstico

Não foram observadas formas parasitárias nas amostras desta espécie animal.

#### 3.2.2.2. Quati-de-cauda-anelada

Nas amostras dos quatis-de-cauda-anelada foram observados oocistos de *Cryptosporidium* spp. em 67% (6/9) [IC95: 35-88%], sendo esta a única forma parasitária observada nestes animais (Figura 34).

**Figura 34** Oocisto de *Cryptosporidium* spp. (original).

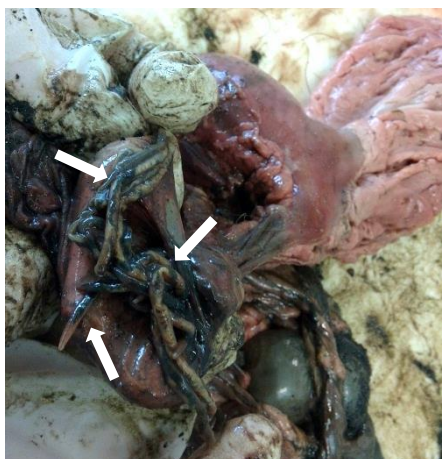


#### 3.2.2.3. Doninha fedorenta

Foi observada uma prevalência de 88,9% (8/9) [IC95: 57-98%] de amostras positivas nesta espécie. Em todas as amostras positivas foram observados ovos de *Baylisascaris columnaris*, sendo este o único nemátode encontrado. Os protozoários estavam presentes em 44,4% (4/9) [IC95%: 19-73%] das amostras. Em 3 das amostras (33,3%) [IC95%: 12-65%] foram observados oocistos de *Cystoisospora* spp., e numa (11,1%) [IC95%: 2-43%] foram observados oocistos de *Cryptosporidium* spp. (Figura 34).

Uma das doninhas fedorentas submetida a necrópsia tinha formas adultas de *B. columnaris* no ID (Figura 35). No total foram recolhidos 16 exemplares, 13 fêmeas e 3 machos, com comprimento compreendido entre 10,5 e 19 cm ( $\bar{x}$ =13,75 cm).

**Figura 35** *Baylisascaris columnaris* adultos (setas brancas) no intestino delgado de uma doninha fedorenta (original).



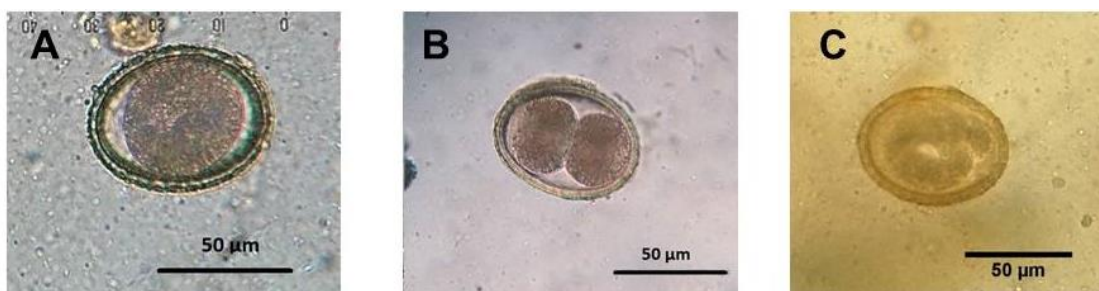
#### 3.2.2.4. Furão

Em todas as amostras de furão foram observados oocistos de *Cryptosporidium* sp. correspondendo a uma prevalência de 100% (2/2) [IC95%: 34-100%] (Figura 34), não tendo sido observada mais nenhuma forma parasitária.

#### 3.2.2.5. Guaxinim

Ovos de *Baylisascaris procyonis* foram encontrados em 80% (8/10) [IC95%: 49-94%] das amostras de guaxinim, sendo este o único parasita detectado nesta espécie animal (Figura 36).

**Figura 36** Vários ovos de *B. procyonis* observados. **A)** Ovo com uma única célula **B)** Ovo em desenvolvimento, com duas células **C)** Ovo com larva no interior (originais).



#### 3.2.2.6. Mangusto listado

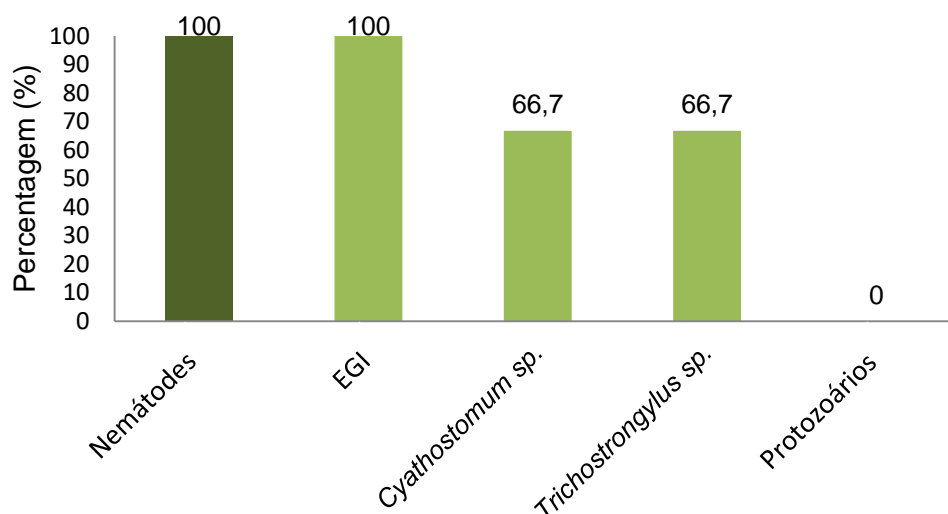
Nesta espécie animal as únicas formas parasitárias encontradas foram as coccídias. Foram observados oocistos de *Cystoisospora* spp. em 75% (3/4) [IC95%: 30-95%] das amostras analisadas.

#### 3.2.3. Parasitas observados nos animais da ordem Perissodactyla

Na QP a ordem Perissodactyla estava representada por apenas duas espécies animais: cavalo e burro. Foi observada uma prevalência de 100% (6/6) [IC95%: 61-100%] de parasitas gastrointestinais, que eram na totalidade nemátodes. Infecções mistas foram

observadas em 66,7% (4/6) [IC95%: 30-90%] das amostras positivas. O gráfico 4 mostra os gêneros de parasitas e respectivas prevalências observados nos animais desta ordem.

**Gráfico 4** Parasitas e respectivas prevalências observados nos animais da ordem Perissodactyla



Os números de OPG médio para as espécies da ordem Carnivora podem ser verificados na tabela 18.

**Tabela 18** Contagens médias de OPG das espécies da ordem Perissodactyla

Espécie animal	OPG (média)
Burro	80
Cavalo	<50

### 3.2.3.1. Burro

A totalidade das amostras colhidas desta espécie apresentava parasitismo gastrointestinal, representando uma prevalência de 100% (5/5) [IC95%: 57-100%], e apenas foram observados nemátodes. Todas as amostras apresentavam ovos de EGI. Através da técnica de coprocultura foram recuperadas larvas de *Trichostrongylus* spp. em 80% (4/5) [IC95%: 38-96%] das amostras e de *Cyathostomum* spp. também em 80%. Numa das amostras não foram observadas quaisquer larvas. A proporção de L3 de *Trichostrongylus* spp. na totalidade das larvas observadas foi de 91,8% (90/98) [IC95%: 85-96%], e de e *Cyathostomum* spp. foi de 8,2% (8/98) [IC95%: 4-15%] (Figura 30B e 31).

### 3.2.3.2. Cavalo

Apenas foi recolhida e analisada uma amostra desta espécie. Foram observados ovos de EGI na amostra, porém não foram obtidas larvas na coprocultura.

### 3.2.4. Parasitas observados nos animais da ordem Diprotodontia

#### 3.2.4.1. Wallaby de Bennet

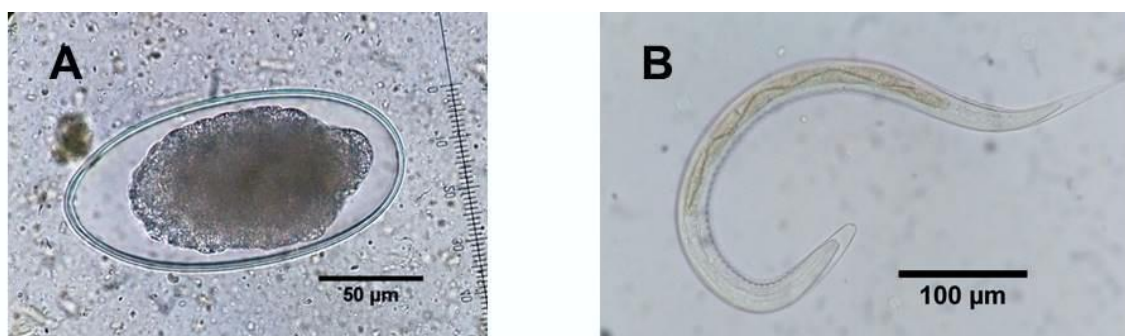
Nesta espécie animal não foram encontradas formas parasitárias em nenhuma das amostras observadas, 0% (0/2) [IC95%: 0-66%].

### 3.2.5. Parasitas observados nos animais da ordem Rodentia

#### 3.2.5.1. Lebre da Patagônia

A prevalência de parasitismo gastrointestinal nesta espécie animal foi 88,9% (8/9) [IC95%: 57-98%]. Em todas as amostras positivas foram observadas formas parasitárias de nemátodes, nomeadamente EGI em 77,8% (7/9) [IC95%: 45-94%] e *Trichuris* sp. em 66,7% (6/9) [IC95%: 35-88%]. Foram observados ovos de EGI, de grandes dimensões [ $\bar{x}$ = 150,83 x 78,33  $\mu$ m; n=40] (Figura 37A). Em 33,3% (3/9) [IC95%: 12-65%] das coproculturas foram observadas larvas com 8 células intestinais (Figura 37B), com bainha e sem filamento, com um comprimento médio de 557,3  $\mu$ m (n=38). Recorrendo à bibliografia disponível não foi possível a sua identificação. O número de OPG médio observado nas amostras desta espécie foi 577 OPG. O único protozoário observado nesta espécie animal foi *Eimeria* sp. e estava presente em 22,2% (2/9) [IC95%: 6-55%] das amostras.

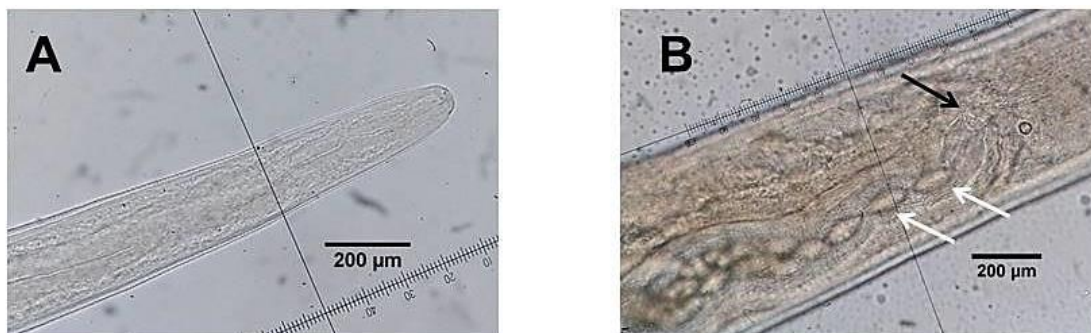
**Figura 37** Formas parasitárias observadas em amostras de lebre da Patagônia. **A)** Ovo observado na flutuação pelo método de Willis; **B)** Larva recolhida em coprocultura (originais).



Foram colhidos parasitas adultos do género *Trichuris* do ceco da lebre da Patagônia submetida a necrópsia (Figura 38). Todos os exemplares (n=5) eram fêmeas.



**Figura 38** *Trichuris* sp. **A)** Aspeto da extremidade anterior; **B)** Abertura vulvar (seta preta) e ovos (setas brancas) (originais).



#### 4. Discussão

O rastreio parasitológico efetuado aos mamíferos da QP revelou a presença de parasitas em 80,2% das amostras recolhidas e os parasitas gastrointestinais estavam presentes na totalidade das amostras positivas. Este resultado está bastante próximo do registado em mamíferos do Zoo Safari de Safano na Itália que apresentou uma prevalência de 77,1% de parasitas gastrointestinais (Fagiolini et al., 2010). Em Portugal dois estudos coprológicos foram efetuados em dois parques zoológicos, no Zoo da Maia e no Jardim Zoológico de Lisboa. Camilo da Silva (2012) reportou uma prevalência de 18% de parasitas gastrointestinais em mamíferos do Zoo da Maia, no Porto e Cruz e Silva, Roque e Mendonça (1973) (citados por Panayotova-Pencheva, 2013) observaram que 52,8% das amostras dos animais do Jardim Zoológico de Lisboa se encontravam parasitadas. Outros estudos semelhantes realizados na Europa apresentaram prevalências mais baixas, como o estudo de Cordón et al. (2008) no Parque Ecológico Peña Escrita, em Espanha, revelou a presença de parasitas gastrointestinais em 72,5% das amostras. Fagiolini et al. (2010) encontraram uma prevalência de 61,5% de parasitas gastrointestinais em dois parques zoológicos italianos, Maesano et al. (2014) observaram uma prevalência de 48% (34/71) de parasitismo gastrointestinal em Varsóvia (Polónia) e Kvapil et al. (2017) observaram uma prevalência de parasitas gastrointestinais de 47,6% no zoo de Ljubljana na Eslovénia. Comparativamente, o presente rastreio aos mamíferos da QP apresentou a prevalência de parasitas gastrointestinais mais elevada encontrada até ao momento em animais de parques zoológicos em Portugal e na Europa. O grau de parasitismo encontrado em parques zoológicos varia consoante os programas de prevenção e controlo parasitário implementados, o clima, a gestão dos espaços, as espécies animais presentes, a existência de pragas, as técnicas de diagnóstico utilizadas, entre outros fatores (Fagiolini et al., 2010). As razões para a elevada prevalência de parasitismo observada na Quinta dos Plátanos poderão ser a grande proximidade em que os animais se encontravam, a ausência de um plano de controlo parasitário na maioria das espécies animais e de uma aplicação deficiente

das medidas preventivas. O parque dispõe de infraestruturas destinadas à quarentena de animais de pequenas e médias dimensões, porém, muitos dos animais com estas características não foram sujeitos a um período de quarentena sendo imediatamente inseridos nos recintos a que se destinavam. Para animais de maiores dimensões (como os das ordens Artiodactyla e Perissodactyla), não existe um espaço destinado à quarentena. As temperaturas amenas do outono e inverno de 2015/2016 e a humidade relativa elevada que é característica do concelho de Abrantes durante essas estações, são fatores favoráveis ao desenvolvimento parasitário e podem também ter tido influência nas altas prevalências observadas.

Quanto ao tipo de parasitismo presente, foi observada uma prevalência de 44,3% de infeções por protozoários e 65,1% de infeções por helmintes, que eram nemátodes na sua totalidade. Estes resultados estão de acordo com o afirmado por Panayotova-Pencheva (2013) de que o tipo de parasitismo mais frequente em parques zoológicos na Europa é o causado por helmintes (e destes, o grupo mais comum é o dos nemátodes), e em segundo lugar o causado por protozoários. A prevalência de infeções por helmintes também foi superior à prevalência de infeções por protozoários nos seguintes estudos: Camilo da Silva (2012) que no Zoo da Maia observou uma prevalência de 18% de nemátodes e 3,6% de protozoários; Kvapil et al. (2017) no zoo de Ljubljana (Eslovénia), onde encontraram uma prevalência de 23% de infeções por helmintes e 16% por protozoários; Fagiolini et al. (2010) em dois zoológicos italianos, em que observaram prevalências de 18% de amostras positivas para protozoários e 54,5% positivas para helmintes; e Fajardo-Sánchez et al. (2014) que observaram, no Zoo de Cali, prevalências de 31,8% de protozoários e 57,2% de helmintes.

No presente estudo não foram detetados céstodes nem tremátodes. Os parasitas destas classes apresentam ciclos de vida indiretos, necessitando de hospedeiros intermediários. A existência de HI na QP pode ser dificultada por os animais se encontrarem em recintos fechados, por as únicas fontes de água disponíveis serem os bebedouros e por a limpeza da maioria dos recintos ser efetuada diariamente, não havendo acumulação de grandes quantidades de matéria orgânica, que favorece o aparecimento destes. De facto, quase todos os parasitas gastrointestinais detetados na QP têm ciclos monoxenos, sendo as exceções *Baylisascaris* spp. e *Cystoisospora* spp., que são heteroxenos facultativos, o que poderá relacionar a elevada prevalência de parasitismo observada com uma elevada contaminação ambiental, como aliás, é apontado como frequente em parques zoológicos na Europa por Panayotova-Pencheva (2013).

Os parasitas pulmonares estavam presentes em 6,6% das amostras e apenas foram detetados nas cabras anãs. Os parasitas identificados foram: *Muellerius* sp. em 78% e *Cystocaulus* sp. em 22,2% das amostras de cabra anã. Infeções mistas com estes dois parasitas pulmonares foram observadas em 28,6% das amostras positivas. Estes parasitas pulmonares são muito comuns em pequenos ruminantes e por norma não são muito



patogénicos, sendo *Muellerius* o género mais comum. A infeção ocorre pela ingestão de um HI (caracóis ou lesmas) (Urquhart et al. 1996). Como já foi referido, o ambiente existente nos parques zoológicos favorece os parasitas com ciclo direto, e a necessidade de um HI pode ser uma razão para a baixa prevalência de parasitas pulmonares neste estudo. Pela bibliografia consultada foi possível verificar que a técnica de Baermann raramente é utilizada na pesquisa de parasitas em parques zoológicos, apesar da sua utilidade na deteção de parasitoses pulmonares.

Infeções mistas foram encontradas em 52,9% das amostras positivas. Este tipo de infeções é frequentemente observado em animais de parques zoológicos (Panayotova-Pencheva, 2013), tendo sido reportadas por Córdón et al. (2008) no Jardim Zoológico de Peña Escrita em 70% das amostras parasitadas, por Kvapil et al. (2017) no zoo de Ljubljana em 18,1%, por Maesano et al. (2014) no Zoo de Varsóvia em 47,1% e por Mir et al. (2016) no Mini Zoo Bir Moti Bagh, Índia em 48% das amostras positivas.

A contagem de OPG média variou entre 0 e 18844 OPG. As espécies nas quais tanto as técnicas qualitativas como a contagem em câmara de McMaster tiveram resultados negativos para ovos de parasitas, cujo resultado da contagem pode ser considerado 0 OPG, foram o cão, o mangusto listado, o wallaby de Bennett, o furão e o quati-de-cauda-anelada. Algumas das amostras tiveram resultados positivos pela técnica de flutuação pelo método de Willis, mas na contagem em câmara de McMaster não se observaram ovos. Isto pode acontecer devido à limitação desta técnica que não permite contagens inferiores a 50 OPG. Esses resultados são apresentados como OPG <50 e ocorreram nas amostras do cavalo e dos iaques.

As contagens mais altas foram observadas em doninhas fedorentas e depois em guaxinins, com médias de 18844 e 970 OPG respetivamente. Em ambas as espécies os ovos assinalados pertenciam a parasitas do género *Baylisascaris*. As fêmeas de *Baylisascaris* spp. são muito prolíficas e podem produzir até cerca de 180000 ovos/fêmea/dia (Kazacos, 2016). d'Ovidio et al. (2016) registaram contagens médias de 4713 OPG em doninhas fedorentas mantidas em cativeiro em vários países europeus. Em guaxinins selvagens nos EUA, Snyder e Fitzgerald (1987) registaram um número de OPG médio de 26215 OPG no estado do Illinois e Reed, Henke e Kresta (2012) observaram uma contagem de OPG média de 17527, no Texas. Num parque zoológico na Dinamarca, Brinch (2006) assinalou contagens médias de 210 OPG em guaxinins.

Nos animais da ordem Artiodactyla destacaram-se os cervicaprás, nos quais foi observada uma contagem média de 733 OPG. No estudo de Fagiolini et al. (2010) os cervicaprás foram também os animais desta ordem com as contagens médias mais elevadas com 1800 OPG. No mesmo estudo foram assinaladas contagens médias de 250 OPG nos gamos, 0 OPG nos elandes e nos lamas. No presente estudo as contagens médias dessas espécies foram 105 OPG nos gamos, 37,5 OPG nos elandes e 136 OPG nos lamas. Em lebres da

Patagónia a contagem média foi de 577 OPG. Contagens inferiores foram registadas por Porteus e Pankhurst (1998) no Reino Unido, com uma média de 184,4 OPG.

Na QP poderia ser benéfica a realização rotineira de contagens de ovos em amostras fecais. Segundo Fagiolini et al. (2010), o controlo parasitário em animais de parques zoológicos deve ser seletivo, e para isso a monitorização da intensidade do parasitismo exibido pelas várias espécies animais e a avaliação da eficácia dos tratamentos aplicados através de contagens de ovos nas fezes são de grande utilidade no desenvolvimento de um plano de controlo parasitário de sucesso.

A maioria das amostras analisadas pertenciam a animais da ordem Artiodactyla, e 88% foram positivas para parasitas gastrointestinais. Infecções por nemátodes (EGI, como os dos géneros *Nematodirus* spp., *Trichostrongylus* spp. e *Oesophagostomum* spp. e ainda *Trichuris* spp.) estavam presentes em 78% das amostras e por protozoários (*Eimeria* spp. e *Cryptosporidium* spp.) em 60%. Este foi o grupo de animais que apresentou maior variedade de parasitas e os géneros observados já haviam sido descritos nas espécies animais analisadas. Muitos dos géneros observados nos artiodáctilos exóticos foram também detetados nos domésticos, sendo possível que as mesmas espécies destes parasitas pudessem infetar várias espécies animais da coleção. Segundo Kvapil et al. (2017) a transmissão de parasitas entre espécies pode resultar na infeção dos animais com espécies de parasitas com as quais não contactariam em circunstâncias naturais, não apresentando um sistema imunitário preparado para lidar com estes novos agentes, podendo resultar em doença grave. O risco de transmissão interespecífica de parasitas é maior quando se colocam animais em recintos mistos (Kaandorp, 2012) ou em áreas previamente ocupadas por animais domésticos (Cunningham, 1996; Wemmer et al., 1996 citado por Madeira de Carvalho et al. 2016). Em vários parques zoológicos na Europa as prevalências observadas em animais da ordem Artiodactyla foram inferiores ao observado no presente estudo. No Jardim Zoológico de Varsóvia, Maesano et al. (2014) verificaram uma prevalência de 60,5% de amostras positivas para nemátodes, e 50% para protozoários (*Eimeria* spp.). Na Itália, Fagiolini et al. (2010) assinalaram uma prevalência de helmintes de 57,1% e 25% de protozoários (*Eimeria* spp. e *Cryptosporidium* spp.). Os ovos do tipo estrongilídeo foram as formas parasitárias mais frequentemente observadas nas amostras dos animais desta ordem (78%), o que também foi observado nos estudos de Maesano et al. (2014) e de Fagiolini et al. (2010).

Nas amostras dos animais pertencentes à ordem Carnivora, 69,2% eram positivas para parasitas gastrointestinais. Infecções por nemátodes foram encontradas em 41% dos carnívoros, e infeções por protozoários foram observadas em 38,5%. Estes resultados estão bastante próximos dos observados por Aviruppola et al. (2016), nos Dehiwala National Zoological Gardens no Sri Lanka, onde foram encontradas infeções parasitárias em 68,4% dos carnívoros, estando os nemátodes presentes em 47,4% das amostras, e os protozoários

em 31,6%. No Zoo de Varsóvia, foram detetadas prevalências de infeções por ascarídeos (*Toxocara* sp.) em 40% dos carnívoros, e não foram detetados protozoários (Maesano et al., 2014). No presente estudo os ascarídeos do género *Baylisascaris* foram os únicos helmintes observados na ordem Carnivora, o que vai ao encontro do concluído por Panayotova-Pencheva (2013) de que os ascarídeos são os nemátodes mais frequentes em carnívoros em Parques Zoológicos na Europa.

Nas amostras de animais da ordem Perissodactyla 100% foram positivas para parasitas gastrointestinais. As infeções por nemátodes estavam presentes em 100% das amostras. Aviruppola et al. (2016) observaram uma prevalência de 100% de infeções parasitárias, 33,3% de infeções por protozoários e 83,3% de infeções por nemátodes, nos animais da ordem Perissodactyla, no Sri Lanka. Fagiolini et al. (2010) reportaram infeções por helmintes em 50% das amostras da ordem Perissodactyla de dois zoos italianos. As formas parasitárias mais frequentes em ambos os estudos foram os ovos de EGI, não tendo sido efetuadas coproculturas para identificar os géneros presentes. No presente estudo também os ovos de EGI foram as formas mais prevalentes, e por coprocultura foram identificados *Trichostrongylus* spp. e *Cyathostomum* spp. nas amostras dos burros. Os ciatostomíneos são parasitas muito frequentes dos equídeos, e em infeções graves podem provocar perda de peso, anemia e diarreia, sendo os sinais clínicos mais acentuados em animais com menos de 3 anos (Urquhart et al., 1996). Os parasitas pertencentes à família Trichostrongylidae são comumente encontrados em ruminantes, e aparecem com frequência em equídeos que pastam em conjunto com estes animais (Madeira de Carvalho & Afonso-Roque, 1995). Os equídeos da QP estão em zonas de pastagem partilhadas com ovelhas e vizinhas aos cercados dos elandes comuns e dos cervicapras. E como as larvas L3 de *Trichostrongylus* spp. foram também encontradas em coproculturas de amostras dos cervicapras e das ovelhas, este pastoreio em conjunto poderá explicar a elevada prevalência destes nemátodes nos asininos.

A ordem Rodentia na QP está representada apenas por uma espécie, a lebre da Patagónia, e no conjunto das amostras recolhidas 88,9% eram positivas para parasitas gastrointestinais. Infeções por nemátodes estavam presentes em 88,9% das amostras e por protozoários em 22,2%. Valores aproximados foram encontrados no Sri Lanka, por Aviruppola et al., (2016), que observaram prevalências de 75% de infeções parasitárias gastrointestinais, 75% por nemátodes e 25% de por protozoários. Apesar desta espécie ser aparentada com espécies coprófagas, como os porquinhos da Índia, é ainda desconhecido se as lebres da Patagónia também o são. A hipótese de a infeção parasitária estar a ser mantida devido ao comportamento de coprofagia foi colocada por Tahas e Diakou (2013), devido a infeções persistentes por *Giardia* sp. e *Trichuris* sp. em lebres da Patagónia num Zoo da Grécia. Nas amostras fecais analisadas foram observados ovos de EGI e nas coproculturas foram recuperadas larvas L3, porém a identificação do género de parasita

presente não foi conseguida com a consulta da bibliografia utilizada. Devido a certas características observadas, como a dimensão dos ovos e as L3 com 8 células intestinais, poderá tratar-se de uma espécie do género *Nematodirus*, parasita que foi observado nas cabras anãs, cervicapras e ovelhas da coleção. *Nematodirus* sp. foi reportado numa espécie de roedor, o porco-espinho (*Hystrix* sp.), num parque zoológico do Sri Lanka (Aviruppola et al., 2016), porém este género de parasita nunca foi reportado em lebres da Patagónia. Poderá ainda tratar-se de um parasita característico desta espécie animal, como também haverá a possibilidade de ter sido transmitido a partir de outros animais da coleção zoológica, de animais considerados pragas (como os ratos) ou até de animais selvagens que habitem as áreas adjacentes à QP.

Nas amostras dos animais da ordem Diprotodontia não se verificou a presença de parasitas. Também Aviruppola et al. (2016) não observaram parasitas nos animais desta ordem, nos Dehiwala National Zoological Gardens, no Sri Lanka. O único wallaby de Bennett presente na QP encontrava-se num recinto afastado dos restantes mamíferos e este isolamento poderá ser uma explicação para o resultado negativo.

No que diz respeito a doenças parasitárias zoonóticas, os resultados deste rastreio vão ao encontro do que afirmam os autores Fagiolini et al. (2010), Panayotova-Pencheva (2013) e Madeira de Carvalho et al. (2016), que infeções por helmintes e protozoários zoonóticos são comuns em animais de parques zoológicos, e que estes animais podem servir de reservatório para estes parasitas podendo transmiti-los aos humanos. Os parasitas potencialmente zoonóticos observados na QP foram *Cryptosporidium* spp. e *Baylisascaris* spp.

Neste estudo encontrou-se uma prevalência total de *Cryptosporidium* spp. de 22,6%, estando este protozoário presente em 7 espécies das ordens Carnivora e Artiodactyla. Comparativamente, um estudo realizado no Zoo de Lisboa, reportou uma prevalência de 3,6% de *Cryptosporidium* spp. em ruminantes (Delgado et al., 2003), Fagiolini et al. (2010) reportaram uma prevalência de 16,7% nos animais do Zoo Safari de Fasano, e 10% nos do Zoológico de Pistoia, e Córdón et al. (2008) reportaram uma prevalência de 3,2% nos animais do Jardim Zoológico de Peña Escrita. Algumas espécies do género *Cryptosporidium* são pouco específicas para os hospedeiros, e podem infetar uma grande variedade de espécies animais, incluindo o Homem (Fayer & Xiao, 2008). Dever-se-á fazer esforços para evitar a propagação deste agente a outros animais da coleção, e às pessoas, aplicando as medidas preventivas anteriormente referidas.

Foi observada uma prevalência de 80% de *Baylisascaris* spp. nas amostras dos guaxinins e 88,9% das doninhas fedorentas. Com base em características morfológicas, e no hospedeiro em questão, foram identificadas as espécies *B. procyonis* e *B. columnaris* nos guaxinins e nas doninhas respetivamente. Como estas duas espécies são morfologicamente muito semelhantes (Kazacos, 2001; Sapp, 2017) seria importante a identificação por

métodos moleculares, das espécies dos parasitas recolhidos. *Baylisascaris* spp. são parasitas emergentes que têm vindo a despertar interesse pelo potencial zoonótico que possuem e devido à recente dispersão dos seus hospedeiros definitivos como animais de estimação exóticos ou mesmo como espécies invasoras de novos ecossistemas (Kazacos, 2016). De todas as espécies deste género a que provoca maior preocupação é *B. procyonis*, que é a principal causa de síndrome de LM em animais e humanos nos EUA (Franssen et al., 2013). Recentemente a dispersão geográfica de guaxinim tem vindo a aumentar exponencialmente, devido a fugas ou libertação destes animais do cativeiro. Sendo uma espécie animal extremamente adaptável a variadíssimos habitats, incluindo zonas urbanas, estabeleceram-se populações selvagens na Europa e na Ásia que continuam a crescer e a dispersar. A proximidade destes animais a zonas habitacionais é preocupante, sendo que grande parte dos casos documentados de síndrome de LMN causada por *B. procyonis* ocorreu em centros urbanos ou na sua periferia. Outro fator que contribui para a importância desta zoonose é o facto de o parasita poder completar o seu ciclo biológico no cão doméstico. O que pode aumentar a exposição humana e a disseminação do parasita, dificultando ainda mais o seu controlo (Kazacos, 2016). Nas populações de guaxinins selvagens da América do Norte este parasita é muito frequente, e existem bastantes estudos relativos à sua distribuição. Aparentemente os maiores níveis de infeção são observados na costa oeste, centro-oeste e nordeste dos EUA e regiões contíguas do Canadá, onde as prevalências se encontram entre 68–100% (Kazacos & Boyce, 1989; Kazacos, 2001). No caso de *B. columnaris* o conhecimento da sua distribuição em doninhas fedorentas selvagens é mais limitado, as prevalências mais elevadas foram observadas por Stegeman (1939) e Rankin (1946) no nordeste dos EUA (>90% e 84% respetivamente) e por Berry (1985) no Canadá (62%). Na Europa foram feitos alguns estudos em doninhas em cativeiro, e guaxinins selvagens e em cativeiro. Em três estudos efetuados na Alemanha, em populações de guaxinins selvagens, foram encontradas prevalências de 71% (Gey, 1998), 80% (Hoffman et al., 2002) e 39% (Winter, Stubbe & Heidecke, 2005). Num estudo abrangendo doninhas mantidas coleções zoológicas, e como animais de estimação em vários países (Itália, Reino Unido, Alemanha, Holanda e Áustria), d'Ovidio et al. (2014) encontraram *B. columnaris* em 25% das amostras analisadas. Este parasita foi também detetado numa doninha fedorenta de estimação em Varsóvia, Polónia (Janczak et al., 2016). Bacescu et al. (2008) observaram infeções em 70% dos guaxinins analisados no Jardim Zoológico de Bucareste e Brinch (2006) observou infeção em guaxinins de um parque zoológico na Dinamarca. Em Espanha, *B. procyonis* foi considerado a causa de LMN em lémurs de cabeça branca (*Eulemur albifrons*) num parque zoológico em Espanha. Não tendo sido demonstrada a presença do parasita nos guaxinins da coleção zoológica, foi posta a hipótese de a origem da infeção serem guaxinins selvagens (Jimenez, Cano & Rois, 2015). Até à data foi reportado um caso na Europa de LMO em humanos, causada por *B.*

*procyonis*, tratando-se de uma mulher alemã de 48 anos que mantinha um guaxinim como animal de estimação (Kuchle et al., 1991). Pode ser depreendido que tanto em guaxinins selvagens como em doninhas fedorentas e guaxinins em cativeiro na Europa, os parasitas do género *Baylisascaris* devem ser uma preocupação, e é de grande interesse a realização de mais estudos em comunidades selvagens, animais de estimação e de parques zoológicos, de forma a aumentar o conhecimento acerca da distribuição e propagação destes parasitas.

O presente estudo reporta as primeiras observações de *B. procyonis* e *B. columnaris* em Portugal, com base no estudo dos ovos e formas adultas em simultâneo nas duas espécies de hospedeiros, tendo sido as prevalências mais altas até agora observadas em doninhas e guaxinins em cativeiro na Europa. Até à data não foram observados sinais de síndrome de LM em nenhum dos animais da coleção, contudo enquanto existirem ovos no ambiente o risco está presente, e para qualquer animal que exiba sinais neurológicos deve ser considerada a possibilidade de se tratar de LMN causada por *Baylisascaris* spp. Após a comunicação destes achados foi realizada a desparasitação de todos os guaxinins e doninhas da QP com uma administração de ivermectina 1 mg/Kg por via subcutânea e febendazol *per os* 50 mg/Kg, SID durante 3 dias, de acordo com Bauer e Gey (1995). Nessa altura foi possível recolher parasitas adultos expulsos nas fezes de guaxinim e fazer a comparação morfológica com os já recolhidos de uma doninha fedorenta submetida a necrópsia. Após o tratamento anti-helmíntico foram efetuadas novas análises coprológicas que se revelaram negativas, porém em fevereiro de 2018 foi realizada uma necrópsia a um guaxinim da coleção e ainda foram encontrados parasitas adultos no ID. É então muito óbvia a necessidade de continuar a monitorização destes animais de forma a detetar reinfeções. Deverá ser efetuada a desinfeção dos recintos, porém como já referido, devido à resistência dos ovos, esta poderá ser difícil. Seria interessante nesta situação a utilização de fungos ovicidas *Mucor circinelloides*, *Paecilomyces lilacinus* e *Verticillium* sp., tendo já sido demonstrada a sua eficácia na redução da viabilidade de ovos de *B. procyonis* por Cazapal-Monteiro et al. (2015). Apesar de apenas terem sido reportados casos de síndrome de LM em humanos atribuídas a *B. procyonis*, não deve ser subestimado o potencial zoonótico de *B. columnaris*, sendo as medidas preventivas e curativas idênticas para as duas espécies de parasita (Kazacos, 2016). O papel do médico veterinário numa situação de zoonose, como a provocada por este nemátode, é crucial para a proteção da saúde pública (Backues et al., 2011). É de extrema importância ensinar e sensibilizar os donos, tratadores e visitantes do parque zoológico para a seriedade desta parasitose, as vias de infeção, as medidas preventivas que devem seguir e sinais clínicos dos vários tipos de síndrome de LM provocados por *B. procyonis*, de forma a poderem receber tratamento com a maior rapidez possível. A síndrome de LM por *B. procyonis* é mais frequente em crianças e indivíduos

imunocomprometidos, por esta razão os espaços ocupados pelos guaxinis e doninhas fedorentas devem ser evitados por pessoas com estas características (Kazacos, 2016).

## V. Conclusão e perspectivas futuras

Os resultados obtidos neste estudo mostraram uma elevada prevalência de parasitas gastrointestinais, tendo sido observado parasitismo em 80,2% das amostras. A infeção por nemátodes (65,1%) foi mais frequente que a infeção por protozoários (44,3%), e não foram observados cestodes, nem tremátodes. Com a exceção do wallaby de Bennett e dos cães, todas as espécies apresentaram alguma forma parasitária.

A prevalência de parasitas pulmonares foi bastante mais baixa (6,6%), e apenas uma espécie animal, as cabras anãs, estava afetada por estes parasitas.

A fauna parasitária observada foi muito diversa. Com recurso à técnica de Baermann foram encontrados os parasitas pulmonares *Muellerius* sp. e *Cystocaulus* sp. Com a técnica de flutuação pelo método de Willis foi possível a observação de ovos de EGI, *Baylisascaris* spp., *Nematodirus* spp., *Trichuris* spp. e oocistos de *Eimeria* spp. e *Cystoisospora* spp. A realização de coproculturas permitiu o isolamento de L3 de *Cyathostomum* spp. *Oesophagostum* spp., *Trichostrongylus* spp. e *Nematodirus* spp. E nos esfregaços fecais corados pelo método de Ziehl-Neelsen modificado foi possível a observação de oocistos de *Cryptosporidium* spp. Por estes resultados verifica-se a grande utilidade das técnicas coprológicas utilizadas na investigação do parasitismo pulmonar e gastrointestinal em animais de coleções zoológicas.

Apesar da elevada prevalência parasitária nesta coleção zoológica, nenhum dos animais apresentava sinais clínicos de infeção parasitária. Porém, a patogenicidade destes agentes pode ser exacerbada em casos de debilidade dos animais, como por exemplo em situações que provoquem *stress*, o que é bastante frequente em animais em cativeiro.

Os parasitas observados apresentavam ciclos de vida diretos, com as exceções de *Baylisascaris* spp. e *Cystoisospora* spp., sendo a infeção com estes parasitas promovida pela contaminação ambiental com as formas parasitárias. Poderá ser interessante a exploração de medidas de controlo parasitário que tenham como alvo os ovos e larvas infetantes existentes no ambiente, como a administração de fungos nematófagos e ovicidas. Uma das grandes dificuldades encontradas no decorrer desta pesquisa foi a escassez de fontes bibliográficas acerca do parasitismo dos animais exóticos examinados, tendo sido por vezes necessária a extrapolação a partir da parasitologia dos animais domésticos. Nem sempre foi possível a determinação do género das formas parasitárias observadas, como aconteceu no caso das larvas L3 isoladas das amostras de lebre da Patagónia.

Foram observados dois géneros de parasitas potencialmente zoonóticos: *Cryptosporidium* e *Baylisascaris*. Neste estudo foram identificados pela primeira vez em Portugal ascarídeos do género *Baylisascaris*, nomeadamente as espécies *Baylisascaris procyonis* e *Baylisascaris*

*columnaris*. Este achado é de grande importância devido à capacidade que estes parasitas (principalmente *B. procyonis*) têm de provocar síndrome de LM, por vezes fatal, em vários animais, incluído o Homem. A reinfeção dos animais após a desparasitação demonstra que existe contaminação ambiental e que o controlo desta parasitose poderá ser difícil. Será interessante no futuro a pesquisa do estado parasitário de guaxinins e doninhas fedorentas, assim como de outros hospedeiros definitivos de parasitas do género *Baylisascaris*, noutras coleções zoológicas em Portugal.

Estudos relativos ao parasitismo em espécies exóticas e mais especificamente em parques zoológicos em Portugal, e mesmo na Europa, são escassos. E como se poderá aferir pelos resultados da presente dissertação é de grande interesse e importância a realização deste tipo de pesquisa de forma a aumentar o conhecimento não só da fauna parasitária que afeta estas espécies animais, mas também da introdução de novos agentes parasitários em território nacional devido à movimentação dos animais em questão.

Este rastreio revela informação de grande importância acerca do estado sanitário em que se encontram os mamíferos da QP. Os resultados deste rastreio vêm dar a conhecer os parasitas que infetam os animais da QP, assim como as respetivas prevalências e contagens de OPG. Estas informações poderão ser de grande utilidade no maneio futuro dos animais da coleção zoológica, na sensibilização e formação dos trabalhadores e na escolha e aplicação de medidas de prevenção e controlo. É de salientar o importante papel do médico veterinário no planeamento, implementação e reforço dessas medidas.



## VI. Bibliografia

- Abdouslam, O.E., Bassam, L.S., Al-Izzi, S.A. & Azwai, S.M. (2003) Prevalence of External and Internal Parasites in Llamas (*Lama glama*) at Surman Park in Libya. *Journal of Camel Practice and Research*, 10(1), 61-65.
- Acharya, K.P., Nirmal, B.K., Kaphle, K., Mahato, M.K., Yadav, G.P. & Rana, H.B. (2016). Prevalence of gastrointestinal and liver parasites in yaks in the cold desert area of lower Mustang, Nepal. *Asian Pacific Journal of Tropical Disease*, 6(2), 147-150.
- Aussavy, M., Bernardin, E., Corrigan, A., Hufschmid, J. & Beveridge, I. (2011). Helminth parasite communities in four species of sympatric macropodids in western Victoria. *Australian Mammalogy*, 33, 13-20.
- Aviruppola, A.J.M.K., Rajapakse, R.P.V.J. & Rajakaruna, R.S. (2016). Coprological survey of gastrointestinal parasites of mammals in Dehiwala National Zoological Gardens, Sri Lanka. *Ceylon Journal of Science*, 45 (1), 83-96.
- Bacescu, B., Oprea, A., Visoiu, C., Micu, N. & Savu, V. (2008). Studies of *Baylisascaris* sp. at captivity bears and racoons. Conferinta Nationala de Parazitology
- Backues, K., Clyde, V., Denver, M., Fiorello, C., Hilsenroth, R., Lamberski, N., Larson, S., Meehan, T., Murray, M., Ramer, J., Ramsay, E., Suedmeyer, K. & Whiteside, D. (2011). Executive Committee American Association of Zoo Veterinarians. Guidelines for zoo and aquarium veterinary medical programs and veterinary hospitals. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 42(1), 176-192.
- Ballweber, L.R. (2001). *The Practical Veterinarian - Veterinary Parasitology*. Massachusetts, USA: Butterworth-Heinemann.
- Ballweber, L.R. (2009) Ecto- and Endoparasites of New World Camelids. *Veterinary Clinics of North America Food Animal Practice*, 25 (2), 295-310.
- Bandin, A. (2004). *Etude comparative de l'infestation parasitaire de cinq especes mammiferes en parc animalier*. Tese de doutoramento. Saint-Germain-en-Laye: Ecole Nationale Veterinaire de Lyon.
- Bandyopadhyay, S., Pal, P., Bhattacharya, D., Bera, A.K., Pan, D., & Rahman, H. (2010). A report on the prevalence of gastrointestinal parasites in yaks (*Bos poeophagus*) in the cold desert área of North Sikkim, India. *Tropical Animal Health and Production*, 42, 119-121.
- Bartoszewicz, M., Okarma, H., Zalewski, A., & Szczęśna, J. (2008). Ecology of the raccoon (*Procyon lotor*) from western Poland. *Annales Zoologici Fennici*, (45), 291–298.
- Batard, A. & Lahitte, J.D. (2009). Pathologie du mara (*Dolichotis patagonum*). *Revue de Médecine Vétérinaire*, 160(6), 308-313.
- Batty, A.F. & Chapman, D.I. (1970). Gastro-intestinal Parasites of wild fallow deer (*Dama dama* L.). *Journal of Helminthology*, 44 (1), 57-61.
- Bauer, C. & Gey, A. (1995). Efficacy of six anthelmintics against luminal stages of *Baylisascaris procyonis* in naturally infected raccoons (*Procyon lotor*). *Veterinary Parasitology* 60, 155-159
- Beck, R., Sprong, H., Bata, I., Lucinger, S., Pozio, E. & Cacciò, S.M. (2011). Prevalence and molecular typing of *Giardia* spp. in captive mammals at the zoo of Zagreb, Croatia. *Veterinary Parasitology*, 175, 40-46.

- Beelen, P.M.P, Filho, J.M. & Beelen, R.N. (2008). Avaliação de taninos condensados em plantas forrageiras. Zootec 2008, João Pessoa- PB, UFPB/ABCZ
- Berry, J. (1985). *Phylogenetic relationship between Baylisascaris spp. Sprent, 1968 (Nematoda: Ascarididae) from skunks, raccoons, and groundhogs in Southern Ontario*. Masters Thesis. Canada: University of Guelph.
- Beveridge, I. & Emery, D. (2014). Australian Animal Parasites – Inside and Out. The Australian Society for Parasitology Inc. Australis pp.982-1012
- Beveridge, I. (2016). The gastro-intestinal helminth parasites of the swamp wallaby, *Wallabia bicolor* (Desmarest) (Marsupialia: Macropodidae), and their regional distribution. Transactions of the Royal Society of South Australia
- Blanco, P., Alvarez, M. F., Rey, J., Paniagua, E., Bárcena, F. & Sanmartín, M. L. (1993). Nematodes of the mongoose, *Herpestes ichneumon* L. in Spain. *Helminthologia*, 30(3-4), 149–156.
- Bravo, P.W. & Fowler, M.E. (2001) Order Artiodactyla, Family Camelidae (Guanacos, Vicuñas). In: M.E. Fowler & Z.S. Cubas (Eds.), *Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals*. (pp.392-401). Ames, Iowa: Iowa State University Press.
- Braza, F. (2017). Gamo – *Dama dama*. In: *Enciclopedia Virtual de los Vertebrados Españoles*. A. Salvador, I. Barja, (Eds.). Acedido em Set. 13, 2017, disponível em: <http://www.vertebradosibericos.org/mamiferos/damdam.html>
- Bray, R.S. (1954). On the Coccidia of the Mongoose. *Annals of Tropical Medicine & Parasitology*, 48(4), 405-415.
- Brinch, K.S. (2006). *Baylisascaris procyonis* (vaskebjornens spolorm) hos danske vaskebjorne. *Dansk Veterinaertidsskrift*, 89, 28–35.
- Bruno de Sousa, C.A.F., (2001). *Contribuição para o Conhecimento do Risco Parasitário das Populações de Gamo (Dama dama L.) e Javali (Sus scrofa L.) da Tapada Nacional de Mafra*. Relatório do Trabalho de Fim de Curso de Engenharia Agronômica. Lisboa: Instituto Superior de Agronomia – Universidade Técnica de Lisboa.
- Boschetti, A. & Kasznica, J. (1995). Visceral larva migrans induced eosinophilic cardiac psudotumor: A cause of sudden death in a child. *Journal of Forensic Sciences*, 40, 1097-1099.
- Boomker, J., Horak, I.G., Watermeyer, R. & Booyse, D.G. (2000). Parasites of South African wildlife. XVI. Helminths of some antelope species from the Eastern and Western Cape Provinces. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*, 67 (1), 31-41.
- Bowman, D.D. (2014). *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. (10th ed.). St. Louis, Missouri: Elsevier Saunders.
- Cabrera, A. (1953). Los roedores argentinos de la familia Caviidae. *Publicaciones de la Escuela Veterinaria, Universidad de Buenos Aires*, 6, 1-93.
- Campos, C.M., Tognelli, M.F. & Ojeda, A. (2001). *Dolichotis patagonum*. *Mammalian Species*, 652, 1-5.
- Camilo da Silva, P.H. S. (2012). *Prevalência de parasitas gastrointestinais na população de animais do Zoo da Maia*. Relatório Final de Estágio de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária. Porto: Instituto de Ciências Biomédicas Abel Salazar, Universidade do Porto.

- Cant, M.A. & Gilchrist, J.S. (2013). Mungos mungo Banded Mongoose. In: J. Kingdon & M. Hoffman (Eds.), *Mammals of Africa Volume V: Carnivores, Pangolins, Equids and Rhinoceroses*. (pp.354-360). London: Bloomsbury Publishing.
- Carpenter, J.W. (2010). *Preventive medicine for zoo animals* (Proceedings). Acedido em Mar. 26, 2018, disponível em: <http://veterinarycalendar.dvm360.com/preventive-medicine-zoo-animals-proceedings>
- Casemore, D.P., Armstrong, M., & Sands, R.L. (1985). Laboratory diagnosis of cryptosporidiosis. *Journal of Clinical Pathology*, 38, 1337–1341.
- Castelló, J.R. (2016) *Bovids of the World: Antelopes, Gazelles, Cattle, Goats, Sheep, and Relatives*. New Jersey, UK: Princeton University Press.
- Cascón, M.A.R., Balán, F.A., Blanco, A.R. & Sánchez-Andrade, R. (2017) Biological control of zoonosis in zoological parks: Trichuriasis and Capillariosis. *Revista Complutense de Ciencias Veterinarias*, 11(especial), 222-226.
- Cazapal-Monteiro, C.F, Vásquez, M.S.A., Malagón, J.A.I.H., Cano, E.V., Losada, J.L.R., Fernández, R.S.& Madeira de Carvalho, L.M. (2014). Control ecológico de parasitos en herbívoros salvajes en pastoreo. *Pastagens e Forragens*, 34, 22-33.
- Cazapal-Monteiro, C.F., Hernández, J.A., Arroyo, F.L., Miguélez, S., Romasanta, A., Paz-Silva, A., Sánchez-Andrade, R. & Arias, M.S. (2015). Analysis of the effect of soil saprophytic fungi on the eggs of *Baylisascaris procyonis*. *Parasitology Research*, 114(7), 43-50.
- Center for Food Security and Public Health, (2013). *Baylisascariasis*. Iowa: Iowa State University.
- Chandler, A.C., (1954). New Strigeids from Minnesota Birds and Mammals. *American Midland Naturalist*, 52(1), 133-141.
- Choquette, L.P.E. (1951). Helminthes parasites trouvés chez la mouffette *Mephitis mephitis* dans la province de Quebec. *Canadian Journal of Comparative Medicine*, 15(3), 62-64.
- Climate-Data (2017) *Clima: Abrantes*. Acedido em Out. 30, 2017, disponível em: <https://pt.climate-data.org/location/7101/>
- Cordón, G.P., Prados, A.H., Romero, D., Moreno, M.S., Pontes, A., Osuna, A. & Rosales, M.J. (2008). Intestinal parasitism in the animals of the zoological garden “Peña Escrita” (Almunecar, Spain). *Veterinary Parasitology*, 156(3), 302-309.
- Cruz e Silva, J.A., Roque, M.M.A. & Mendonça, M.M. (1973). As helmintoses como factor de fundamental importância sanitária nos animais selvagens em cativeiro. *Revista Portuguesa de Ciência Veterinária*, 68, 260-274.
- Davidson, R.K., Øines, Ø., Hamnes, I.S., & Schulze, J.E. (2013). Illegal wildlife imports more than just animals—*Baylisascaris procyonis* in raccoons (*Procyon lotor*) in Norway. *Journal of Wildlife Diseases*, 49, 986–999.
- Davidson, W.R., Crum, J.M., Blue, J.L., Sharp, D.W. & Phillips, J.H. (1985). Parasites, diseases, and health status of sympatric populations of fallow deer and white-tailed deer in Kentucky. *Journal of Wildlife Diseases*, 21 (2), 153-159.
- Delahay, R.J., Smith, G.C. & Hutchings, M.R. (2009). *Management of Disease in Wild Mammals*. Tokyo, Japan: Springer.

- Delgado, E., Fonseca, I.P., Fazendeiro, I., Matos, O., Antunes, F. & Cunha, M.B. (2003). *Cryptosporidium* spp. in ruminants at the Lisbon Zoo. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 34(4), 352-356.
- Dhaliwal, B.B.S. & Juyal, P.D. (2013). *Parasitic Zoonoses*. New Delhi: Springer India.
- Dragoo, J.W. (2009). Nutrition and Behavior of Striped Skunks. *Veterinary Clinics of North America Exotic Animal Practice*, 12(2), 313-26.
- d'Ovídio, D., Pepe, P., Ianniello, D., Noviello, E., Quinton, J., Cringoli, G. & Rinaldi, L. (2014). First survey of endoparasites in pet ferrets in Italy. *Veterinary Parasitology*, 203, 227-230.
- Duncanson, G.R. (2012). *Veterinary Treatment of Llamas and Alpacas*. Croydon: CPI Group (UK).
- Dyer, W.G. (1970). Helminths of the striped skunk, *Mephitis mephitis* Schreber, in North Dakota. *Proceedings of the Helminthological Society*, 37(1), 92-93.
- Emmons, L. & Helgen, K. (2016). *Nasua nasua*. The IUCN Red List of Threatened Species. Acedido em Nov. 16, 2017, disponível em <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-1.RLTS.T41684A45216227.en>
- Enigk, K. & Hildebrandt, J. (1969). Zur Empfänglichkeit der Wiederkäuer für *Dictyocaulus viviparus* und *Dictyocaulus filaria* (Strongyloidea, Nematoda). *Zoonoses and Public Health*, 16(1), 67-76.
- European Commission, (2015). *EU Zoos Directive Good Practices Document: July, 2015*. Luxembourg: Publications Office of the European Union.
- Fagiolini, M., Lia, R.P., Laricchiuta, P., Cavicchio, P., Mannella, R., Cafarchia, C., Otranto, D., Finotello, R. & Perrucci, S. (2010). Gastrointestinal parasites in mammals of two italian zoological gardens. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 41 (4), 662–670.
- Faustino, A. & Dias-Pereira, P. (2016). Técnica de necrópsia de mamíferos monogástricos. In M. C. Peleteiro, J. F. Silva, P. Dias-Pereira, T. Carvalho, A. Faustino, J. Correia, H. Pissarra, & G. Stilwell (Eds.), *Manual de Necrópsia Veterinária*. (pp. 39-56). Lisboa: LIDEL.
- Fajardo-Sánchez, J.E., Lasso-Narváez, A.M., Mera-Eraso, C.M., Peña-Stadlin, J., Zapata-Valencia, J.I. & Rojas-Cruz, C. (2014). Potential zoonotic enteric parasites in animals in captivity at the zoo in Cali, Colombia. *Neotropical Helminthology*, 8 (2), 279-290.
- Fayer, R. & Xiao, L. (2008). *Cryptosporidium* and cryptosporidiosis (2nd ed). Boca Raton, Florida: CRC Press.
- Finkelstein, A. (2009). Bennett's Wallaby Pet Care. In: *Unusual Pet Care, Volume 3*. (pp.33-39). Lake Worth, Florida: Zoological Education Network.
- Flach, E. (2008). Gastrointestinal Nematodiasis in Hoofstock. In: M.E. Fowler & R.E. Miller (Eds.), *Zoo and wild animal medicine: current therapy, Volume 6*. (pp.416-422). Missouri: Elsevier Saunders.
- Fontenot, D.K., Kinney-Moscona, A., Kaplan, R.M. & Miller, J. (2008). Effects of copper oxide wire particle bolus therapy on trichostrongyle fecal egg counts in exotic artiodactylids. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 39(4), 642-645.
- Fontenot, D.K. & Miller, J.E. (2012). Alternatives for Gastrointestinal Parasite Control in Exotic Ruminants. In M.E. Fowler & R.E. Miller (Eds.), *Zoo and wild animal medicine: current therapy, Volume 7*. (pp.581-588). Missouri: Elsevier Saunders.

- Franssen, F., Xie, K., Sprong, H. & van der Giessen, J. (2013). Molecular analysis of *Baylisascaris columnaris* revealed mitochondrial nad nuclear polymorphisms. *Parasites & Vectors*, 6(1), 124-132.
- García-Gonzalez, R., Cuartas, P. (1992). Food habits of sympatric ungulates: food habits of *Capra pyrenaica*, *Cervus elaphus* and *Dama dama* in the Cazorla Sierra (Spain). *Mammalia*, 56(2), 195-202.
- Gey, A.B., (1998). *Synopsis der Parasitenfauna des Waschbären (Procyon lotor) unter Berücksichtigung von Befunden aus Hessen*. Dissertação em Medicina Veterinária Giesen, Germany: Universidade Justus Liebig.
- Gehrt, S.D., Kinsel, M.J. & Anchor, C. (2010). Pathogen dynamics and morbidity of striped skunks in the absence of rabies. *Journal of Wildlife Diseases*, 46(2), 335-247.
- Gibbons, L.M., Jacobs, D.E., Fox, M.T. & Hansen, J. (2012). *The RVC/FAO guide to veterinary diagnostic parasitology. Faecal examination of farm animals for helminth parasites*. Acedido em Fev. 24, 2016, em: <https://www.rvc.ac.uk/review/Parasitology/Index/Index.htm>
- Gilchrist, J.S., E. Otali & F. Mwanguhya. (2004). Why breed communally? Factors affecting fecundity in a comunal breeding mammal: the banded mongoose (*Mungos mungo*). *Behavioral Ecology and Sociobiology*, 57, 119–131.
- Gilchrist, J.S. & Do Linh San, E. (2016). *Mungos mungo*. The IUCN Red List of Threatened Species. Acedido em Out. 14, 2017, disponível em <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-1.RLTS.T41621A45208886.en>
- Gilchrist, J.S., Stuart, C., Stuart, M. & Do Linh San, E. (2016). A conservation assessment of *Mungos mungo*. In: M.F. Child, L. Roxburgh, E. Do Linh San, D. Raimondo & H.T. Davies-Mostert (Eds.), *The Red List of Mammals of South Africa, Swaziland and Lesotho*. South Africa: South African National Biodiversity Institute and Endangered Wildlife Trust.
- Goldberg, M.A., Kazacos, K.R., Boyce, W.M., Ai, E., & Katz, B. (1993). Diffuse unilateral subacute neuroretinitis. Morphometric, serologic, and epidemiologic support for *Baylisascaris* as a causative agente. *Ophthalmology*, 100, 1695–1701.
- Goossens, E., Dorny, P., Boomker, J., Vercammen, F. & Vercruysse, J. (2005). A 12-month survey of the gastro-intestinal helminths of antelopes, gazelles and giraffids kept at two zoos in Belgium. *Veterinary Parasitology*, 127, 303–312.
- Grant, S. (2007) Coatimundi Pet Care. In: J. Kottwitz & R. Coke (Eds.), *Unusual Pet Care Volume 2*. (pp.95-99). Lake Worth, Florida: Zoological Education Network.
- Harkema, R. & Miller, G.C. (1964). Helminth Parasites of the Raccoon, *Procyon lotor* in the Southeastern United States. *The Journal of Parasitology*, 50(1), 60-66.
- Helgen, K. & Reid, F. (2016). *Mephitis mephitis*. The IUCN Red List of Threatened Species. Acedido em Ago. 15, 2017, disponível em <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-1.RLTS.T41635A45211301.en>
- Hernandez, S.M. & Yabsley, M.J. (2012). Wildlife Disease Ecology: What Can Zoo and Wildlife Veterinarians Learn from this Discipline? In M.E. Fowler & R.E. Miller (Eds.), *Zoo and wild animal medicine: current therapy, Volume 7*. (pp.161-168). Missouri: Elsevier Saunders
- Hiscocks, K. & Perrin, M.R. (1991). A dietary comparison between two sympatric vierrids, *Helogale parvula* (Sundevall 1846) and *Mungos mungo* (Gmelin 1788). *Journal of African Zoology*, 105, 307–312.

- Hodge, S.J., Bell, M.B. & Cant, M.A. (2011). Reproductive competition and the evolution of extreme birth synchrony in cooperative mammal. *Biology Letters*, 7, 54-56.
- Hoffmann, U., Voight, S., & Andreas, U. (2002). Raccoons take the offensive. A current assessment. In I. Kowarik & U. Starfinger (Eds.), *Biologische invasionen. Herausforderung zum Handeln* (vol.1). Berlin: Neobiota.
- Hoskin, S.O., Wilson, P.R., Barry, T.N., Charleston, W.A.G. & Waghorn, G.C. (2000). Effect of forage legumes containing condensed tannins on lungworm (*Dictyocaulus* sp.) and gastrointestinal parasitism in young red deer (*Cervus elaphus*). *Research in Veterinary Science*, 68, 223-230.
- IPMA (2015). *Boletim Climatológico Sazonal: Outono 2015*. Acedido em Out. 30, 2017, disponível em: <http://www.ipma.pt/pt/publicacoes/boletins.jsp?cmbDep=cli&cmbTema=pcl&idDep=cli&idTema=pcl&curAno=-1>
- IPMA (2016). *Boletim Climatológico Sazonal: Inverno 2015/16*. Acedido em Out. 30, 2017, disponível em: <http://www.ipma.pt/pt/publicacoes/boletins.jsp?cmbDep=cli&cmbTema=pcl&idDep=cli&idTema=pcl&curAno=-1>
- Ishibashi, O., Hokamura, H., Sato, T., Fujine, M., Kawabata, K., Sumino, T., Ganeko, H., Asakawa, M., Ogura, G., Sunagawa, K. & Nakada, T. (2010). *Japanese Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 15(2), 87-93.
- IUCN SSC Antelope Specialist Group. (2016). *Tragelaphus oryx*. The IUCN Red List of Threatened Species. Acedido em Jan. 5, 2018, disponível em <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-3.RLTS.T22055A50196938.en>
- IUCN SSC Antelope Specialist Group. (2017). *Antilope cervicapra*. The IUCN Red List of Threatened Species. Acedido em Jul. 21, 2017, disponível em <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2017-2.RLTS.T1681A50181949.en>
- Janczak, D., Rozej-Bielicka, W. & Golab, E. (2016) *Baylisascaris columnaris* infection in a pet skunk (*Mephitis mephitis*) from Warsaw. *Annals of Parasitology*, 62, 197.
- Jansen, J. (1959). *Auchenia glama* and *Antilope cervicapra*, New Hosts for Some Trichostrongylidae. *The Journal of Parasitology*, 45 (5), 409.
- Jimenez Martinez, M.A., Cano, E.V., & Rois, J.L. (2015). *Baylisascaris procyonis* larva migrans in two white-headed lemurs (*Eulemur albifrons*) in Spain and response to treatment derived from a human pediatric protocol. *Veterinary Parasitology*, 210, 246-249.
- Johnson, D. (2007). Raccoon Pet Care. In: J. Kottwitz & R. Coke (Eds.), *Unusual Pet Care, Volume 2*. (pp.90-94). Lake Worth, Florida: Zoological Education Network.
- Johnson, S. (2011a) Deer Pet Care. In: *Unusual Pet Care, Volume 4*. (pp.50-59). Lake Worth, Florida: Zoological Education Network.
- Johnson, S. (2011b) Llama Pet Care. In: *Unusual Pet Care, Volume 4*. (pp.25-32). Lake Worth, Florida: Zoological Education Network.
- Kaandorp, J. (2012). Veterinary Challenges of Mixed Species Exhibits. In M.E. Fowler & R.E. Miller (Eds.), *Zoo and wild animal medicine: current therapy, Volume 7*. (pp.24-31). Missouri: Elsevier Saunders.
- Karamon, J., Kochanowski, M., Cencek, T., Bartoszewicz, M. & Kusyk, P. (2014). Gastrointestinal helminths of raccoon (*Procyon lotor*) in western Poland (Lubuskie

province) – with particular regard to *Baylisascaris procyonis*. *Bulletin-Veterinary Institute in Pulawy*, 58, 547-552.

Kazacos, K.R. (1983) Life cycle studies on *Baylisascaris procyonis* in raccoons. *Proceedings of the conference of Research Workers in Animals Diseases*, 64, 24.

Kazacos, K.R. & Boyce, W.M. (1989). *Baylisascaris larva migrans*. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 195, 894-903

Kazacos, K.R., (2000). Protecting children from helminthic zoonoses. *Contemporary Pediatrics*, 17 (suppl.), 1–2.

Kazacos, K.R. (2001). *Baylisascaris* and related species. In: W.M. Samuel, M.J. Pybus & A.A. Kocan (Eds.), *Parasitic diseases of wild mammals* (2nd ed.). (pp.301-341). Ames: Iowa State University Press.

Kazacos, K.R., Jelicks, L.A. & Tanowitz, H.B. (2013). *Baylisascaris larva migrans*. In H.H. Garcia, H.B. Tanowitz & O.H. Del Brutto (Eds.), *Handbook of Clinical Neurology* (3rd ed), (vol.114, pp.251-262). New York, USA. Elsevier.

Kazacos, K.R. (2016). *Baylisascaris Larva Migrans: U.S. Geological Survey Circular 1412*. Virginia: United States Department of the Interior.

Khanal, L. & Chalise M K. (2011). Impacts of livestock grazing on Blackbuck at BCA, Bardiya. In *Special issue on the occasion of 16th Wildlife Week, 2068* (pp.14-22). Kathmandu: Department of National Parks and Wildlife Conservation /Government of Nepal.

Kiefer, K.M. & Johnson, D. (2006). What Veterinarians Need to Know About Ferrets. *Exotic DVM*, 7(2), 24-30.

Kottwitz, J. (2007) Patagonian Cavy Pet Care. In: J. Kottwitz & R. Coke (Eds.), *Unusual Pet Care Volume 2*. (pp.118-121). Lake Worth, Florida: Zoological Education Network.

Kowal, J., Nosal, P., Bonczar, Z. & Wajdzik, M. (2012). Parasites of captive fallow deer (*Dama dama* L.) from southern Poland with special emphasis on *Ashworthius sidemi*. *Annals of Parasitology*, 58 (1), 23–26.

Kramer, M.H. & Lennox, A. (2005). Skunk Pet Care. In: P. Fisher (Ed.), *Unusual Pet Care Volume 1*. (pp.57-64). Lake Worth, Florida: Zoological Education Network.

Kresta, A.E., Henke, S.E. & Pence, D.B. (2009). Gastrointestinal helminths in raccoons in Texas. *Journal of Wildlife Diseases*, 45(1), 1-13.

Kuchle, M., Knorr, H.L.J., Medenblik-Frysch, S., Weber, A., Bauer, C. & Naumann, G.O.H. (1991). Diffuse unilateral subacute neuroretinitis syndrome in a German most likely caused by the raccoon roundworm, *Baylisascaris procyonis*. *Graefe's Archive for Clinical and Experimental Ophthalmology*, 231, 48-51.

Kvapil, P., Kastelic, M., Dovč, A., Bártoová, E., Čížek, P., Lima, N. & Štrus, Š. (2017). An eight-year survey of the intestinal parasites of carnivores, hoofed mammals, primates, ratites and reptiles in the Ljubljana zoo in Slovenia. *Folia Parasitologica*, 64: 013.

Labate, A.S., Nunes, A.L.V. & Gomes, M.S. (2001). Order Carnivora, Family Procyonidae (Raccoons, Kinkajous). In M.E. Fowler & Z.S. Cubas (Eds.), *Biology, medicine, and surgery of South American wild animals*.(pp.317-322). Ames, Iowa: Iowa State University Press.

- Lesmeister, D.B., Millsbaugh, J.J., Wade, S.E. & Gompper, M.E. (2008). A survey of parasites identified in the feces of eastern spotted skunks (*Spilogale putorius*) in western Arkansas. *Journal of Wildlife Diseases*, 44(4), 1041-1044.
- Levine, N.D., Ivens, V., Reilly, J.R. & Simon, J. (1965). Filaroides Milkxi (Nematoda: Filaroididae) in the lungs of a striped skunk, *Mephitis mephitis*. *The Journal of Parasitology*, 51(4), 628-630.
- Levine, N.D. & Ivens, V. (1981) *The Coccidian Parasites (Protozoa. Apicomplexa) of Carnivores*. Illinois: University of Illinois Press.
- Lewington, J.H. (2007). *Ferret Husbandry, Medicine and Surgery* (2nd ed.). Philadelphia: Elsevier Limited.
- Long, J.L. (2003). *Introduced mammals of the world: their history, distribution and influence*. (pp. 40-43). Collingwood, Australia: CSIRO Publishing.
- Lopes, C.M.P. (2013). *Estudo dos parasitas gastrointestinais do Sacarrabos (Herpestes ichneumon) e outros carnívoros silvestres coabitantes, com relevância em Portugal*. Dissertação de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária – Universidade de Lisboa.
- LoGiudice, K. (1995). *Control of Baylisascaris procyonis (Nematoda) in raccoons (Procyon lotos) through the use of anthelmintic baits: A potencial method for reducing mortality in the Allegheny woodrat (Neotoma floridana magister)*. Masters Thesis in Biology. New Jersey: Rutgers University.
- Madeira de Carvalho, L.M. & Afonso-Roque, M.M. (1995). Estrongilose intestinal dos equídeos residentes em regiões insulares (Açores, Cabo Verde e S. Tomé e Príncipe) – Contribuição para o seu conhecimento. *IV Congresso Ibérico de Parasitologia, Santiago de Compostela, 24-28 de Julio de 1995, Libro de Resúmenes*, pp.110-111.
- Madeira de Carvalho, L.M. (2001). *Epidemiologia e controlo da estrongilidose em diferentes sistemas de produção equina em Portugal*. Tese de doutoramento em Sanidade Animal. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária - Universidade Técnica de Lisboa.
- Madeira de Carvalho, L. M., Fazendeiro, M. I., & Afonso-Roque, M. M. (2008). Estudo morfológico das larvas infectantes (L3) dos estrongilídeos (Nematoda: Strongylidae) dos equídeos - 3. Conclusões, perspectivas futuras e proposta de chave de identificação de alguns nemátodes gastrintestinais mais comuns nos equídeos em Portugal. *Acta Parasitológica Portuguesa*, 15, 59-65.
- Madeira de Carvalho, L.M., Alho, A.M., Marcelino, I., Flanagan, C., Silva, N., Pessoa, V., Escusa, S., Rodrigues, J.P., Grilo, M., Cruz, R., Valderrábano, E., Cazapal-Monteiro, C., Arias, M.S., Sánchez-Andrade, R., Correia, J., Paz-Silva, A. (2016). Parasites and Zoos: Major Agents and New Challenges for their Control. V FAUNA International Conference, 11th-13th November, FMV-ULisboa, Lisbon, Extended Proceedings: Notes and extended abstracts, pp. 21-26.
- Maesano, G., Capasso, M., Ianniello, D., Cringoli, G. & Rinaldi, L. (2014). Parasitic infections detected by FLOTAC in zoo mammals from Warsaw, Poland. *Acta Parasitologica*, 59 (2), 343–353. ISSN 1230-2821.
- Maia, M.J. (2001). Helminthofauna do veado (*Cervus elaphus* L.) e do gamo (*Dama dama* L.) na Tapada Nacional de Mafra. *Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias*, 96 (536), 81-84.



- Mares R.C., Amaral L. & Fachada L.C. (1984). Helminth parasites of game in Transkei. *Journal of the South African Veterinary Association*, 55, 73-74.
- Masseti, M. & Mertzaniidou, D. (2008). *Dama dama*. The IUCN Red List of Threatened Species. Acedido em Jan. 18, 2017, disponível em <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2008.RLTS.T42188A10656554.en>
- Mateo, M., Mingo, M.H., Lucio, A., Morales, L., Balseiro, A., Espí, A., Barral, M., Barbero, J.F.L., Habela, M.A., Fernández-García, J.L., Bernal, R.C., Köster, P.C., Cardona, G.A. & Carmena, D. (2017). Occurrence and molecular genotyping of *Giardia duodenalis* and *Cryptosporidium* spp. in wild mesocarnivores in Spain. *Veterinary Parasitology*, 235, 86-93.
- McKenzie, N., Menkhorst, P. & Lunney, D. (2016). *Macropus rufogriseus*. The IUCN Red List of Threatened Species. Acedido em Ago. 27, 2017, disponível em <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-2.RLTS.T40566A21953329.en>
- Meredith, A. & Johnson-Delaney, C. (2010). *BSAVA Manual of Exotic Pets* (5th ed.). Gloucester: British Small Animal Veterinary Association.
- Miyashita, M. (1993). Prevalence of *Baylisascaris procyonis* in raccoons in Japan and experimental infections of the worm to laboratory animals: Seikatsu Eisei. *Journal of Urban Living and Health Association*, 37 (3), 137–151.
- Millán, J. & Casanova, J.C. (2007). Helminth parasites of the endangered Iberian lynx (*Lynx pardinus*) and sympatric carnivores. *Journal of Helminthology*, 81, 377-380.
- Mir, A.Q., Dua, K., Singla, L.D., Sharma, S. & Singh, M.P. (2016). Prevalence of parasitic infection in captive wild animals in Bir Moti Bagh mini zoo (Deer Park), Patiala, Punjab. *Veterinary World*, 9 (6), 540-543.
- Monnig, H.O. (1933). Wild Antelopes as carriers of Nematode Parasites of Domestic Ruminants-Part III. *Onderstepoort Journal of Veterinary Science and Animal Industry*, 1 (1), 77-92.
- Morrissey, J.K. (1996). Parasites of ferrets, rabbits and rodents. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine. *Avian Exotic Parasitology*, 5(2), 106-114.
- Moudgil, A.D. (2015) *Studies on the prevalence and management of parasitic infections in zoo animals*. Tese de Doutorado em Parasitologia Veterinária. Ludhiana: Universidade de Ciências Animais e Veterinária Guru Angad Dev.
- Murray, W.J. & Kazacos, K.R. (2004). Raccoon roundworm encephalitis. *Clinical Infection Diseases*, 39, 1484-1492.
- Neiswenter, S.A., Pence, D.B., & Dowler, R.C. (2006). Helminths of sympatric striped, hog-nosed, and spotted skunks in west-central Texas. *Journal of Wildlife Diseases*, 42(3), 511-517.
- Nowak, R. & Paradiso, J.L. (1983). *Walker's Mammals of the World*, (4th ed.). USA: John Hopkins University Press.
- Page, L.K., Beasley, J.C., Olson, Z.H., Smyser, T.J., Downey, M., Kellner, K.F., McCord, S.E., Egan, T.S. & Rhodes, O.E.J. (2011). Reducing *Baylisascaris procyonis* roundworm larvae in raccoon latrines. *Emerging Infectious Diseases*, 17, 90–93.
- Panayotova-Pencheva, M.S. (2013) Parasites in Captive Animals: A Review of Studies in Some European Zoos. *Der Zoologische Garten*, 82, 60-71.

- Popiołek, M., Szczesna-Staśkiewicz, J., Bartoszewicz, M., Okarma, H., Smalec, B. & Zalewski, A. (2011). Helminth parasites of na introduced invasive carnivore species, the raccoon (*Procyon lotor* L.), from the Warta Mouth National Park (Poland). *Journal of Parasitology*, 97(2), 357-360.
- Porteus, I.S. & Pankhurst, S.J. (1998). Social structure of the mara (*Dolichotis patagonum*) as a determinant of gastro-intestinal parasitism. *Parasitology*, 116, 269-275.
- Qin, S.Y., Zhang, X.X., Zhao, G.H, Zhou, D.H., Yin, M.Y., Zhao, Q. & Zhu, X.Q. (2014). First report of *Cryptosporidium* spp. in white yaks in China. *Parasites and Vectors*, 7, 230.
- Radwan, N.A., Khalil, A.I. & Mahi, R.A.E. (2009). Morphology and occurrence of species of *Toxocara* in wild mammal populations from Egypt. *Comparative Parasitology*, 76(2), 273-282.
- Rahmani, A.R. (2001). India. In: D.P. Mallon & S.C. Kingswood (ed.), *Antelopes. Part 4: North Africa, the Middle East, and Asia. Global Survey and Regional Action Plans*. (pp.178-187). IUCN, Gland.
- Ramsay, E.C. (2012). Management of Cryptosporidiosis in a Hoofstock Contact Area. In M.E. Fowler & R.E. Miller (Eds.), *Zoo and wild animal medicine: current therapy, Volume 7*. (pp.570-572) Missouri: Elsevier Saunders.
- RangaRao, G.S.C., Sharma, R.L. & Hemaprasanth (1994). Parasitic infections of Indian yak *Bos (poephagus) grunniens* – an overview. *Veterinary Parasitology*, 53, 75-82.
- Rankin, J. (1946). Helminth parasites of birds and mammals in western Massachusetts. *The American Midland Naturalist Journal*, 35, 756-768.
- Rehbein, S., Visser, M., Jekel, I. & Silaghi, C. (2014) Endoparasites of the fallow deer (*Dama dama*) of the Antheringer Au in Salzburg, Austria. *Wiener klinische Wochenschrift*, 126(1), 37-41.
- Reed, C., Henke, S.E. & Kresta, A.E. (2012). Frequency of Deposition and Location of *Baylisascaris procyonis* Eggs in Raccoon Feces. *Journal of Wildlife Diseases*, 48(1), 190-194.
- Ribas, J., Oliveira, V. & Rodrigues, D. (2017). Endoparasitological evaluation in coatís (*Nasua nasua*) of the Caparaó National Park. In *XXV Congresso Brasileiro de Parasitologia*, 3-6 September, 2017. Búzios, Rio de Janeiro.
- Richardson, D.J. (2013). Helminth parasites of the raccoon (*Procyon lotor*), Virginia opossum (*Didelphis virginiana*), and striped skunk (*Mephitis mephitis*) from Keith County, Nebraska. *Transactions of the Nebraska Academy of Sciences*, 33, 35-38
- Rickard, L.G. & Bishop, J.K. (1991) Helminth Parasites of Llamas (*Lama glama*) in the Pacific Northwest. *Journal of Helminthological Society of Washington*, 58(1), 110-115.
- Riádigos, S.M., Vázquez, M.S., Cano, E.V., Fraga, P.P., Uzal, D.G., Marcos, M.F., Quintero, R.B., Fernández, R.S. & Madeira de Carvalho, L.M. (2014). Control Biológico de nematodos parasitos en antílopes (*Cervicapra cervicapra*) en cautividad. *Pastagens e Forragens*, 34, 47-56.
- Roach, N. (2016). *Dolichotis patagonum*. The IUCN Red List of Threatened Species. Acedido em Ago. 14, 2017, disponível em <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-2.RLTS.T6785A22190337.en>
- Round, M.C. (1968). Check list of helminth parasites of African mammals or the orders Carnivora, Tubulidentata, Proboscidea, Hyracoidea, Artiodactyla and Perissodactyla. *Common wealth Bureau of Helminthology*, 38, 1-252.



- Saffra, N.A., Perlman, J.E., Desai, R.U., Kazacos, K.R., Coyle, C.M., Machado, F.S., Kedhar, S.R., Engelbert, M., & Tanowitz, H.B. (2010). *Baylisascaris procyonis* induced diffuse unilateral subacute neuroretinitis in New York City. *Journal of Neuroparasitology*, 1(4), 1-8.
- Santos, D.J.F. (2013). *Caracterização do Parasitismo de Ungulados Silvestres e aspectos da sua Epidemiologia na Tapada Nacional de Mafra, Concelho de Mafra, Portugal*. Dissertação de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária – Universidade de Lisboa.
- Sapp, S.G.H., Gupta, P., Martin, M.K., Murray, M.H., Niedringhaus, K.D., Pfaff, M.A. & Yabsley, M.J. (2017). Beyond the Raccoon Roundworm: The Natural History of Non-raccoon *Baylisascaris* Species in the New World. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 6(2), 85-99.
- Schaller, G.B. (1967). *The deer and the tiger – a study of wildlife in India*. University of Chicago Press, Chicago.
- Shimalov, V.V. & Shimalov, V.T. (2002). Helminth fauna of the European polecat (*Mustela putorius* Linnaeus, 1758) in Belorussian Polesie. *Parasitology Research*, 88, 259-260.
- Singh, P.P. & Pande, B.P. (1963). Helminths collected from the Indian Antelope, *Antilope cervicapra*. *Annales de parasitologie humaine et comparée*, 38(3), 439-457.
- Singh, N. & Pande, B.P. (1966). Notes on Nematode parasites of Indian Mongoose *Herpestes mungo*. *Annales de Parasitologie*, 41(5), 467-485.
- Skinner, J.D. & Chimimba, C.T. (2005). *The Mammals of the Southern African Subregion*. (3rd ed.). Cambridge University Press, Cambridge, UK
- Sloan, J.E.N. (1951) A note on the occurrence of *Trichostrongylus retortaeformis* in the blackbuck (*Antilope cervicapra*). *Proceedings of the Zoological Society of London*, 121, 723-725.
- Smyser, T.J., Page, L.K., Johnson, S.A., Hudson, C.M., Kellner, K.F., Swihart, R.K. & Rhodes, O.E., Jr. (2013). Management of raccoon roundworm in free-ranging raccoon populations via anthelmintic baiting. *Journal of Wildlife Management*, 77, 1372–1379.
- Snak, A., Garcia, F.G., Delgado, L.E.S. & Osaki, S.C. (2015). Occurrence of *Cryptosporidium* spp. in wild animals living in the Cascavel city park, Paraná, Brazil. *Ciências Agrárias, Londrina*, 36 (6), 4323-4332.
- Snyder, D.E. & Fitzgerald, P.R. (1987). Contaminative Potencial, Egg Prevalence, and Intensity of *Baylisascaris procyonis*-Infected Raccoons (*Procyon lotor*) from Illinois, with a Comparison to Worm Intensity. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 54(1), 141-145.
- Sprent, J.F.A. (1968). Notes on *Ascaris* and *Toxascaris*, with a definition of *Baylisascaris* gen.nov. *Parasitology*, 58,185-198.
- Stegeman, L.C. (1939). Some parasites and pathological conditions of the skunk (*Mephitis mephitis nigra*) in Central New York. *Journal of Mammalogy*, 20, 493-496.
- Stringfield, C.E. (2008). *Baylisascaris* Neural Larva Migrans in Zoo Animals. In M.E. Fowler & R.E. Miller (Eds.), *Zoo and wild animal medicine: current therapy*, Volume 6. (pp.284-288). Missouri: Elsevier Saunders.

- Tahas, S.A. & Diakou, A. (2013). Persistent *Giardia* spp. and *Trichuris* spp. infection in Maras (*Dolichotis patagonum*) at a zoo in Greece. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 44(2), 389-394.
- Taylor, M.A., Coop, R.L., & Wall, R.L. (2016). *Veterinary Parasitology* (4th ed.) Chichester, West Sussex, UK: Wiley-Blackwell.
- Tenora, F., Hönigová, M., & Stanek, M. (1991). Interesting findings of two species of Ascaridata (Nematoda)—parasites of carnivora in Czech and Slovak Federative Republic. *Helminthologia*, 28, 131–135.
- Thienpont, D., Rochette, F. & Vanparijs, O.F.J. (1986). *Diagnóstico de las helminthiasis por medio del examen coprológico* (2ª edição). Beerse, Bélgica: Janssen Research Foundation.
- Thornton, J.E., Galvin, T.J., Bell, R.R. & Ramsey, W. (1973) Parasites of the Blackbuck Antelope (*Antilope cervicapra*) in Texas. *Journal of Wildlife Diseases* 9(2), 160-162.
- Thouless, C.R. (2013) *Tragelaphus oryx*. In J.S. Kingdon & M. Hoffmann (Eds.), *The Mammals of Africa*. (pp.191-198). Amsterdam: Academic Press.
- Timm, R., Cuarón, A.D., Reid, F., Helgen, K. & González-Maya, J.F. (2016). *Procyon lotor*. The IUCN Red List of Threatened Species. Acedido em Ago. 22, 2017, disponível em <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-1.RLTS.T41686A45216638.en>
- Torres, J., Miquel, J., Fournier, P., Fournier-Chambrillon, C., Liberge, M., Fons, R. & Feliu, C. (2008). Helminth communities of the autochthonous mustelids *Mustela lutreola* and *M. putorius* and the introduced *Mustela vison* in south-western France. *Journal of Helminthology*, 82, 349-355.
- Urquhart, G.M., Armour, J., Duncan, J.L., Dunn, A.M. & Jennings, F.W. (1996). *Veterinary Parasitology* (2nd ed). Oxford: Blackwell Publishing.
- Vadlejch, J., Kotrba, R., Čadkova, Z., Růžicková, A. & Langrová, I. (2015). Effects of age, sex, lactation and social dominance on faecal egg count patterns of gastrointestinal nematodes in farmed eland (*Taurotragus oryx*). *Preventive Veterinary Medicine*, 121, 265-272.
- VanWinkle, T. J. (1985). Cryptosporidiosis in young artiodactyls. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 187, 1170-1172.
- van Wyk, J.A., Cabaret, J. & Michael, L.M. (2004). Morphological identification of nematode larvae of small ruminants and cattle simplified. *Veterinary Parasitology*, 119, 277-306.
- van Wyk, J.A. & Mayhew, E. (2013). Morphological identification of parasitic nematode infective larvae of small ruminants and cattle: A practical lab guide. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*, 80(1), 539.
- Vengušt, G. & Bidovec, A. (2003). Parasites of fallow deer (*Dama dama*) in Slovenia. *Helminthologia*, 40 (3), 161-164.
- Visser, M.H., van der Giessen, J.W.B., Franssen, F., van Knapen, F. & Overgaauw, P.A.M. (2015). *Survey of Baylisascaris sp. in zoo-animals in the Netherlands*. Tese de Mestrado. Utrecht: Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Utrecht, Holanda.
- Xie, Y., Zhou, X., Li, M., Liu, T., Gu, X., Wang, T., Lai, W., Peng, X. & Yang, G. (2014). Zoonotic *Baylisascaris procyonis* roundworms in raccoons, China. *Emerging Infectious Diseases*, 20(12), 2170-2172.

- Wilson, V.J. (1969). Eland, *Taurotragus oryx*, in Eastern Zambia. *Arnoldia Rhodesia*, 4 (12), 1–19.
- Winter, M., Stubbe, M., & Heidecke, D. (2005). Zur Ökologie des Waschbären (*Procyon lotor* L., 1758). *SachsenAnhalt: Beiträge zur Jagd- und Wildforschung*, 30, 303–322.
- Wolfe, B.A. (2015). Bovidae (Except Sheep and Goats) and Antilocapridae. In M.E. Fowler & R.E. Miller (Eds.), *Zoo and wild animal medicine: current therapy, Volume 8*. (pp.626-644). Missouri: Elsevier Saunders.
- Zajac, A.M., & Conboy, G.A. (2012). *Veterinary Clinical Parasitology* (8th ed.). West Sussex, UK: Willey-Blackwell.
- Zhou, C.X., He, G.S. & Zhang, L.X. (2009). Investigation on the *Cryptosporidium* infection in yaks. *Chinese Journal of Zoonoses*, 25(4), 389-390.
- Zuckerman, S. (1953). The breeding seasons of mammals in captivity. *Proceedings of the Zoological Society of London*, 122, 827–950.

## VII. Anexos

### Anexo A - Ficha de apoio à Clínica da Quinta dos Plátanos

	<b>Clínica Veterinária da Quinta dos Plátanos</b> Ficha de Registo de Admissão	
---	---	---

Data: \_\_/\_\_/\_\_    Espécie: \_\_\_\_\_    Microchip: \_\_\_\_\_

Nome: \_\_\_\_\_    Sexo: \_\_\_\_\_    Idade: \_\_\_\_\_    Peso: \_\_\_\_\_ Kg

Causa da admissão: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Exame Clínico				
Temperatura	Fr. Cardíaca	Fr. Respiratória	Mucosas	TRC

Procedimentos efetuados: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Medicamento	Dose	Via de adm.	Seguimento

Notas: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Data: \_\_/\_\_/\_\_    Peso: \_\_\_\_\_ Kg

Causa da admissão: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Exame Clínico				
Temperatura	Fr. Cardíaca	Fr. Respiratória	Mucosas	TRC

Procedimentos efetuados: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Medicamento	Dose	Via de adm.	Seguimento

Notas: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

## Anexo B – Ficha de Rotinas do Reptilário

### Ficha de Rotinas do Reptilário (cobras)



#### Alimentação

Data	Alimento	Notas
/ /		
/ /		
/ /		
/ /		
/ /		
/ /		
/ /		

#### Pesagem

Data	Peso Macho	Peso Fêmea
/ /		
/ /		
/ /		
/ /		
/ /		

#### Ecdise (mudança de pele)

Data	Macho	Fêmea	Notas
/ /			
/ /			
/ /			
/ /			
/ /			

#### Higienização Do Terrário

Data	Procedimento
/ /	
/ /	
/ /	
/ /	
/ /	

#### Desparasitação

##### Externa

Data	Desparasitante
/ /	
/ /	
/ /	
/ /	
/ /	

##### Interna

Data	Desparasitante	Coprologia	Notas
/ /			
/ /			
/ /			

#### Luz UV

Marca	Data de Aquisição	Data de Renovação
	/ /	/ /
	/ /	/ /

Ciclo (horas de luz)	Data de Início	Data de Fim
	/ /	/ /
	/ /	/ /



## Anexo C - Poster apresentado no XXI Encontro da Sociedade Portuguesa de Patologia Animal

### Mixossarcoma em Flamingo do Chile (*Phoenicopterus chilensis*)

#### da Coleção Zoológica “Quinta dos Plátanos”

Vera Pessoa<sup>1,2</sup>, Pedro Melo<sup>3</sup>, Margarida Ramada<sup>3</sup>, João Paulo Rodrigues<sup>2</sup>, Susana Escusa<sup>1</sup>, Luís Madeira de Carvalho<sup>1</sup>, Jorge Correia<sup>1</sup>

1. CIISA-Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa;

2. Quinta dos Plátanos, Abrantes; 3. VetNatura, Lisboa.



XXI Meeting of the SPPA- Veterinary pathologist: beyond routine diagnosis

#### INTRODUÇÃO

As neoplasias em aves não são muito frequentes e, especialmente em aves silvestres e/ou selvagens, há poucos estudos reportados, sendo os mais completos os de animais de zoológico. Os mixossarcomas, dentro das neoplasias das aves, são raros e aparecem nos locais onde há tecido conjuntivo, nomeadamente na cabeça, comissura do bico, membros inferiores, etc. Há ainda um grande défice de conhecimento acerca das neoplasias em aves, especialmente no que diz respeito a diagnóstico e tratamento, e há uma crescente necessidade de informação nesta área da Medicina Aviária, especialmente pelo aumento da procura de aves de estimação ou de criação, além da importância em espécies de vida livre, raras ou até quase ameaçadas de extinção, como é o caso do flamingo do Chile (*P. chilensis*). Os autores reportam um estudo de caso num flamingo do Chile (*P. chilensis*) de uma coleção zoológica privada, que apresentava uma neoplasia, ao nível da articulação do primeiro dedo da asa esquerda.

#### MATERIAL E MÉTODOS

Um flamingo do Chile fêmea, com três anos, microchip n.º 96700009551840, apresentava massa com cerca de 6 cm de eixo maior, exofítica, ulcerada, muito vascularizada e com consistência branda, na asa esquerda, ao nível da articulação do primeiro dedo. A primeira cirurgia realizada foi conservativa, para remoção da massa, com indução e manutenção de anestesia com isoflurano, em máscara adaptada. Procedeu-se à remoção da massa com excisão dos bordos e sutura com material absorvível (Safil \* 3/0). Protegeu-se a sutura com penso (mudança a cada 2 dias), com antibioterapia (enrofloxacin) e AINE (Metacan \*).

A massa foi fixada em formol a 10%, enviada para o Laboratório de Anatomia Patológica da FMV-ULisboa, foi processada de acordo com a técnica histológica de rotina e analisada.

Após poucas semanas a massa recidiu e mediante o resultado da histopatologia decidiu-se proceder a nova cirurgia para amputação da asa ao nível da articulação úmero-rádio-ulnar. O protocolo anestésico foi semelhante, a amputação fez-se na sequência da desarticulação óssea. Efetuou-se sutura dos bordos da pele e novamente proteção com penso. Cuidados pós cirúrgicos: mudança de penso a cada 2-3 dias, com desinfecção local; antibioterapia e AINE oral diariamente administrados. Após completa cicatrização reintroduziu-se cuidadosamente, a ave no bando original (Tobar et al., 2014).

#### RESULTADOS

##### Análise Histopatológica – Relatório Microscópico:

Foi analisada, de acordo com procedimento histológico padrão, a massa com 6 cm de eixo maior localizada ao nível do primeiro dedo da asa esquerda. O diagnóstico histopatológico foi de mixossarcoma. A neoplasia era fortemente irrigada, apresentava zona central com elevada densidade de células semelhantes a fibroblastos, identificando-se inúmeros infiltrados de células inflamatórias linfóides. Observaram-se várias hemorragias, baixo índice mitótico e as células neoplásicas apresentavam atipias celulares. Este tipo de neoplasia apresenta taxa de metastização baixa embora seja possível a recidiva pós-operatória.

#### DISCUSSÃO E CONCLUSÃO

As neoplasias em flamingos (*Phoenicopteridae*) são raras, embora estudos retrospectivos de casos diagnosticados em serviços especializados em patologia de animais de zoológico sugiram que a prevalência de 4.9% se assemelha à das restantes aves (Garner, 2006). Na literatura está ainda reportado que cerca de 5 em 8 das neoplasias em flamingos são hepáticas (Abu et al., 2009).

De acordo com a bibliografia consultada trata-se do primeiro caso relatado de mixossarcoma no primeiro dedo da asa em flamingo do Chile (*P. chilensis*), sem que hajam referências bibliográficas a casos semelhantes nesta espécie. Foi um estudo de caso inovador e até à data bem sucedido. A ave encontra-se bem e plenamente inserida no bando original na Quinta dos Plátanos, sem sinais de recidivas da neoplasia.

#### Agradecimentos

- Vetilab – Clínica Veterinária de Abrantes;
- Grupo Fauna AEFMV-ULisboa;
- B.Braun – Dr. Carlos Cabral;
- EcuPhar – Dr. Jorge Norte;
- Laboratório Sorológico/Medinfar – Dra. Isabel Correia;
- CIISA-FMV-ULisboa, UID/CVT/00276/2013.



Fig.8: Reintrodução da ave no bando.



Fig. 1: Observação da massa na asa do flamingo (seta).



Fig. 2: Anestesia volátil, Fig. 3: Remoção da massa, com máscara.



Fig.4: Exérese cirúrgica de neoplasia na asa esquerda.

Fig.5: Amputação ao nível da articulação úmero-rádio-ulnar.

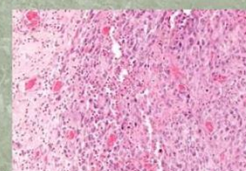


Fig.6: Aspecto microscópico da massa neoplásica (H&E). Ampliação 100X.



Fig.7: Cicatrização pós-amputação.

#### Referências Bibliográficas

- Tobar et al. Diet of the Chilean flamingo *Phoenicopterus chilensis* (*Phoenicopteriformes: Phoenicopteridae*) in a coastal wetland in Chiloé, southern Chile. *Revista Chilena de Historia Natural*. 2014, 87, 15:22;
- Van Wettere et al. Combined hepatocellular-cholangiocarcinoma in a lesser flamingo (*Phoenicopterus minor*). *Avian Pathology*. 2010, 39(4), 275:278;
- Abu et al. Management of a cutaneous squamous cell carcinoma in an American flamingo (*Phoenicopterus ruber*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 2009, 23, 4448.



## Anexo D – Poster apresentado na VI Conferência Internacional do grupo FAUNA

### *Baylisascaris* genus parasites in striped skunk (*Mephitis mephitis*) and raccoon (*Procyon lotor*) from a private zoo in Abrantes, Portugal: a case report



Susana Escusa<sup>1\*</sup>, Lidia Gomes<sup>1</sup>, João Paulo Rodrigues<sup>2</sup>, Vera Pessoa<sup>3,4</sup>, Pedro Melo<sup>5</sup>, Margarida Ramada<sup>6</sup>, Miguel Melo<sup>4,5</sup>, Jorge Correia<sup>4</sup>, Wilson Antunes<sup>5</sup>, Luis Madeira de Carvalho<sup>2</sup>

<sup>1</sup> CISA, Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade de Lisboa; <sup>2</sup> Quinta dos Plátanos; <sup>3</sup> VETNATURA, Lisbon; <sup>4</sup> Laboratório de Bromatologia e de Defesa Biológica (LBDB); <sup>5</sup> Unidade Militar Laboratorial de Defesa Biológica e Química, Centro de Investigação da Academia Militar (CINAMIL); <sup>6</sup> Corresponding author: susanamerida@hotmail.com



#### INTRODUCTION

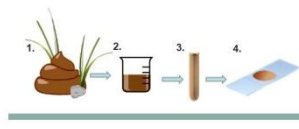
The genus *Baylisascaris* belongs to the Ascaridae family and is composed of facultative heteroexous parasites of carnivorous vertebrates as paratenic hosts.<sup>1</sup> *Baylisascaris procyonis* (raccoon roundworm) is the best known member of this genus for causing visceral, ocular and neural larva migrans on a variety of animals. The infection occurs when the susceptible vertebrate ingests contaminated material with infective eggs. The probability of developing larva migrans depends on the number of infective eggs ingested. Cases of *Baylisascaris* larva migrans in humans (mostly in young children) lead to severe central nervous system impairment or death.<sup>2,3</sup> *Baylisascaris columnaris* (parasite of skunks) is also considered as a potential cause of larva migrans in animals, including humans.<sup>3</sup>

Raccoon and striped skunks are exotic animals frequently kept as pets or in zoological parks throughout Europe, making the introduction and expansion of these dangerous parasites into new areas a possibility.<sup>3,4</sup> *Baylisascaris* genus parasites have been reported in several European countries. Germany, Italy, United Kingdom, Austria and the Netherlands reported cases of infected striped skunks.<sup>4</sup> Infected raccoon were reported in Germany, Czech Republic, Slovakia, Denmark, the Netherlands, Norway and Poland.<sup>5</sup>

#### METHODS

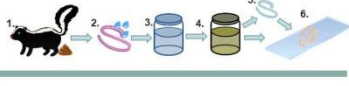
##### Copropological technique:

1. Fecal samples were collected from the enclosure of striped skunks (n=9) and raccoon (n=10)
2. Willis flotation technique was performed for each sample by mixing 2g of feces in 28ml saturated sucrose solution 25%
3. The solution was filtered to remove debris and used to completely fill up a test tube, a coverslip was placed on top
4. About 20 minutes later the coverslip was removed and placed on top of a clean slide and observed on an optical microscope



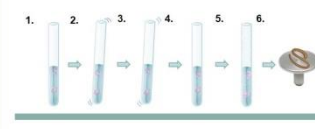
The captured animals were placed in smaller enclosures for easier handling. Ivermectin subcutaneous 1mg/Kg (Ivomec®, Merial) and Fenbendazole per os 50mg/Kg (Panacur® PetPaste, MSD ANIMAL HEALTH) were administered once a day for 3 days.<sup>5</sup>

1. Adult nematodes were collected from skunk feces and posteriorly in a necropsy. The adult parasites from the raccoons were recovered after the deworming process
- 2&3. All adult parasites were washed with tap water and were placed in 70% ethanol
4. Some specimens were submerged in lactophenol d'Amman
5. One parasite of each species was frozen at -18°C for 24 hours. The frozen specimens were then cross sectioned about 6 mm behind the mouthparts to obtain thin slices of the cervical area in order to observe the cervical support<sup>6</sup>
6. Entire *Baylisascaris* specimens as well as the slices from the previously frozen specimens were mounted on a slide for observation



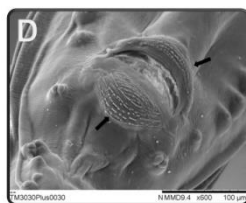
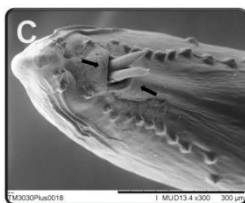
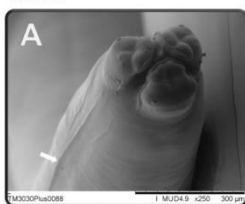
##### Scanning electron microscopy:

1. Parasites were fixed in glutaraldehyde (2.5%) and formaldehyde (1%) in sodium cacodylate buffer (0.1M) pH 7.4
2. Parasites were washed with sodium cacodylate buffer (0.1M) pH 7.4 three times, with stirring
3. Followed dehydration with ethanol in successive concentrations
4. Finally samples were dehydrated in 100% acetone for 24 hours. And then n-pentane for 24 hours
5. The parasites were frozen in n-pentane (-85 °C) and dehydrated under ultra vacuum
6. The parasites were mounted on an electron microscope stub, gold coated by sputtering and visualized on a Hitachi TM3030Plus Scanning Electron Microscope (SEM)



#### RESULTS

Specific characteristics from the *Baylisascaris* genus can be noted on the electron microscope images, such as reduced cervical alae and pericloac roughened areas in the male.<sup>5</sup>



FIGURES A & B: UNFIXED, WHOLE MALE (WHITE ARROWS). FIGURE C: FIXED, WHOLE MALE (BLACK ARROWS). FIGURES A & C ARE FROM *BAYLISASCARIS COLUMNARIS* AND B & D ARE FROM *BAYLISASCARIS PROCYONIS*

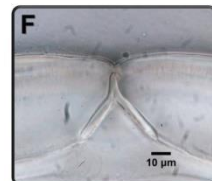
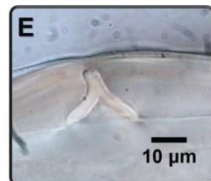


FIGURE E: CERVICAL SUPPORT IN *BAYLISASCARIS COLUMNARIS* (A FORM)

FIGURE F: CERVICAL SUPPORT IN *BAYLISASCARIS COLUMNARIS* (B FORM)

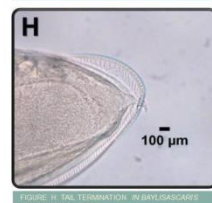
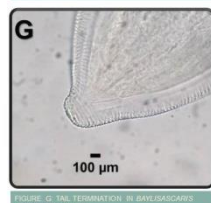


FIGURE G: TAIL TERMINATION IN *BAYLISASCARIS PROCYONIS* (NOCB)

FIGURE H: TAIL TERMINATION IN *BAYLISASCARIS COLUMNARIS* (SPNE)

The Willis flotation technique showed the presence of ascarid type eggs in 89% (8/9) of the skunk samples and 80% (8/10) of the raccoon samples. No significant difference was observed in the eggs of both species. The optical microscope observation of adult parasites demonstrated distinctive morphological characteristics of the species *Baylisascaris columnaris* and *Baylisascaris procyonis* such as the shape of the cervical support and the termination of the posterior end of the male. The structure of the cervical support in this genus has different shape in *Baylisascaris columnaris* (A form) and *Baylisascaris procyonis* (arch form).<sup>5,7</sup> Another observed morphological difference is the termination of the tail in the male, in *Baylisascaris columnaris* it ends in a spike and in *Baylisascaris procyonis* in a knob.<sup>5,7</sup>

#### CONCLUSIONS

It is of great importance the use of coproscopic techniques in exotic animals as they can detect parasites with zoonotic potential namely when originated from other countries or even other continents as in this reported case. It is evidenced the necessity of sanitary maintenance of the animals present in zoological collections as well as in the introduction of new animals, through quarantine and routine coprological testing.

To date this is the first and only report of the existence of parasites of the genus *Baylisascaris*, in particular of the species *Baylisascaris procyonis* and *Baylisascaris columnaris*, in Portugal, whose identification was based on light microscope and SEM morphological characters and biological features.

#### REFERENCES

1. Sapp, S.G.H., Gupta, P., Martin, M.K., Murray, M.H., Nedergaard, K.O., Pfaff, M.A. & Yabsley, M.J. (2017) Beyond the raccoon roundworm: The natural history of non-raccoon *Baylisascaris* species in the New World. *International Journal for Parasitology: Parasites and Hosts* 6(2).
2. Kazianka, K.R. (2001) *Baylisascaris procyonis* and related species. In: Samal, W.M., Pybus, M.J., Kocan, A.A. (Eds.), *Parasitic Diseases of Wild Animals*. 2nd ed. Manson, London, pp. 301-341.
3. Kazianka, K.R. (2016). *Baylisascaris* Larva Migrans. U.S. Geological Survey Circular 1412. 122 p. 3 appendices.
4. d'Oviedo, D., Parfitt, N., Novello, E., Del Prete, L., Maurizi, M. P., Cingolati, G. & Rinaldi, L. (2016) Survey of *Baylisascaris* spp. in captive striped skunks (*Mephitis mephitis*) in some European areas. *Parasitology Research* 116(2).
5. Baker, C. & Gray, A. (1995). Efficacy of an anthelmintic against terminal stages of *Baylisascaris procyonis* in naturally infected raccoons (*Procyon lotor*). *Veterinary Parasitology* 60, pp155-159.
6. Sprent, J.F.A. (1969). Notes on *Ascaris* and *Toxascaris*, with a definition of *Baylisascaris* gen. nov. *Parasitology* vol. 58, pp 185-195.
7. Franssen, F., Xie, K., Sprong, H. & van der Giessen, J. (2013). Molecular analysis of *Baylisascaris columnaris* revealed mitochondrial and nuclear polymorphisms. *Parasites and Vectors* 6, 124.

#### ACKNOWLEDGEMENTS

We would like to thank our Centre for Interdisciplinary Research in Animal Health (CISA, FMV, ULisboa) for all the support of our research under the scope of the FCT Project reference UIDB/00278/2013.

We also would like to acknowledge the collaboration of the Pathology Laboratory, FMV-ULisboa, especially Mrs. Maria do Rosário and Dr. Sandra Carvalho.



## Scabies in a Portuguese llama (*Lama glama*): control with long acting moxidectin and with ivermectin paired with fipronil. A Clinical case

João Paulo Rodrigues<sup>1</sup>, Pedro Melo<sup>1,2</sup>, Margarida Ramada<sup>2</sup>, Miguel Melo<sup>2,3</sup>, Susana Escusa<sup>3</sup>, Luís Madeira de Carvalho<sup>3</sup>, Jorge Correia<sup>3</sup>, Lídia Gomes<sup>3</sup>

<sup>1</sup> Quinta dos Plátanos, Abrantes; <sup>2</sup> VetNatura, Lisboa; <sup>3</sup> CISA – Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa

### Introduction

*Sarcoptes scabiei* are known to affect several animal species (Psoroptic Cattle Scabies Research: An Evaluation: a Report, 1979). In the case of llamas (*Lama glama*), there have been few cases reported in Europe, namely in England and Belgium. However, this is the first case of a sarcoptic mange in a llama to be described in Portugal and in the Iberian Peninsula. In this case, a 4-year-old female llama from a private zoological collection, in Abrantes, centre of Portugal, presented with severe cutaneous lesions and severe alopecia. No other species in the collection had any detectable similar clinical symptoms, either before, during or after the described treatment. A 19-year-old male llama in the same group developed similar pruritic lesions on its penis foreskin and perineal area. However, the male symptoms never became as severe as the female. The same treatment protocol here presented was followed for the male. Due to the localised affected area of the male, the clinical signs for this animal were treated more rapidly than the female's.

To the authors' knowledge the only successful treatment to a sarcoptic llama was published by Caron, Cavadinho and Lossoson (2009). This study is meant to present this clinical case and treatment of a llama with sarcoptic mange.



Fig. 1- Thick crusts and alopecia on the head.



Fig. 2- Thick crusts and alopecia on rear limbs.



Fig. 3- alopecia present on perineum.



Fig. 4- alopecia present on head, during treatment.

### Clinical description

An adult 4-year-old, 120kg body weight female llama was presented with generalized pruritus cutaneous lesions: alopecia, hyperkeratosis, scaling and crust formation on its mouth, nose, jaw (Fig.1), hock areas (Fig.2) underbelly and from the tail to the hind fetlock area, including perineum (Fig.3). This dermatosis was assumed to be mange; therefore, the animal was treated every two months with 0.2mg/kg injectable ivermectin (Ivomec®), subcutaneously (SC). Very small clinical improvements were noted, but relapse occurred within a month from each treatment. These sequential relapses worsened the clinical state of this llama leading to all the tail's hair falling. Skin scrapings from the tail, posterior legs and chest were taken and it was detected to be *Sarcoptes scabiei* mites were detected microscopically. Due to the severity of the situation, this animal was completely separated from any other animal being moved to a horse box to prevent disease spread.



Fig. 5- alopecia present on perineum, during treatment.



Fig. 6- Bath being given to the llama, day of end of treatment.



Fig. 7 and 8- Significant fur growth on the head and complete elimination of crusts throw-out the body.

### Treatment and follow-up

On November, 2016, 0.2 mg/kg ivermectin with a dose of 1ml/50kg pv was SC. Fifteen days after 0.2mg/kg of moxidectine (Cidectin®) with a dose of 1ml/50kg pv administered SC. Concomitant, a topical magistral preparation mixture of olive oil and sulphur (5:1) was applied on the hyperkeratotic affected areas, 15 days afterwards by 2 pipettes (403mg each) of fipronil 6mg/kg (Frontline dogs XL®) spot on. These 2 weeks apart combine parenteral and topical treatment, was repeated 4 times. After the improving skin condition (Fig.4-5) four more moxidectin injections were given monthly, with 15 days apart apply of spot on fipronil. On beginning of September, 2017, a dip skin scrap sample was taken from the female llama and a topical bath with a keratotic dermatological shampoo (Fig.6) Laboratory results were negative to any skin parasite. The llama is regaining fur in several of the affected areas, noticeably on its head where there has been a complete recovery (Fig. 7-10)

### Discussion and conclusion

To the authors' knowledge, this is the second time moxidectin was used in a llama with scabies. As in Caron, Cavadinho and Lossoson (2009), the treatment was as successful as ours, despite ours being a more prolonged treatment, taking almost a full year and several injections of moxidectin. The addition treatments with fipronil and ivermectin in llama sarcoptic treatments is also common, noticeably in Curtis CF (2001). However, the use of both protocols is, to the author's knowledge, the first time to have been done.

The choice to use this combined protocol aggressive therapeutically approach was simply decided due to the highly contagious nature of scabies and the vast potentials host in this private zoological collection. Since, there is the third known case in Europe to demonstrate to be successful in treatment, it can be suggested that the three drugs combined protocol to be used in the treatment of the disease in *Lama glama*, adding that the scabies and other sarcoptic diseases in this species are easier and less severe to be treated at early stages to the animal. In terms of animal welfare, the later treatment is commenced, the more stressful it can be for the animal, ultimately, in long term it could be a life stressing risk problem to the animal.

Currently, the female llama is recovering well and there have been no more coat loss and no gain of new crust like lesions and dandruff throw-out its body. It has been reintroduced to the rest of the collection, despite still being under surveillance. This shows that the combined protocol is a good treatment approach.

### References

- Alenito, G., Callaghan, C., Just, C., Marnier-Smith, A., Foster, A. and Knowles, T. (2015). *Prevalence of Cheyletiella sp. mite infestation in alpacas (Lama pacos) in the south-west of England: implications for skin health*. [Online] Small Ruminant Research. Available at: <http://www.smallruminantresearch.com/content/163/1/35521-44830-630322-2> [Accessed 18 Sep. 2016].
- Caron, C. and Lossoson, B. (2009). *Scabies in a llama (Lama glama) controlled with moxidectin and fipronil*. [Online] Obi-Ult as be. Available at: <http://obi-ult.as.be> [Accessed 12 Aug. 2016].
- Curtis CF. (2001). *Cattle Scabies*. In: *Practical Veterinary Parasitology* (C. Curtis, ed.). [Online] Obi-Ult as be. Available at: <https://doi.org/10.1002/9781115469591.ch11> [Accessed 18 Aug. 2017].
- Psoroptic Cattle Scabies Research: An Evaluation: a Report. (1979). *National Research Council (U.S.) Committee on Animal Health. Subcommittee on Psoroptic Cattle Scabies*. [Online]. pp. 24-27. [Accessed 18 Sep. 2017].